

HARTMANN / KESTER

PROPAGACION DE PLANTAS



CECSA

Propagación de Plantas

PRINCIPIOS Y PRÁCTICAS

Hudson T. Hartmann
University of California, Davis

Dale E. Kester
University of California, Davis

QUINTA REIMPRESIÓN
MÉXICO, 1997

COMPAÑÍA EDITORIAL CONTINENTAL, S.A. DE C.V.
MÉXICO

Título original de la obra:
PLANT PROPAGATION Principles and Practices
ISBN 0-13-681007-1

Traducción:
Ing. Agro. Antonio Marino Ambrosio, Ph. D.

Edición autorizada por:
PRENTICE-HALL, INC.
Copyright © by Prentice-Hall, Inc.

Propagación de plantas
Derechos reservados en español:
© 1987, COMPAÑÍA EDITORIAL CONTINENTAL, S.A. de C.V.
Renacimiento 180, Colonia San Juan Tlihuaca,
Delegación Azcapotzalco, Código Postal 02400, México, D.F.

Miembro de la Cámara Nacional de la Industria Editorial.
Registro núm. 43

ISBN 968-26-0789-2 (segunda edición)
(ISBN 968-26-0156-8 primera edición)

Queda prohibida la reproducción o transmisión total o parcial del contenido de la presente obra en cualesquiera formas, sean electrónicas o mecánicas, sin el consentimiento previo y por escrito del editor.

Impreso en México
Printed in Mexico

Primera edición: 1987
Segunda edición: 1988
Cuarta reimpresión: 1995
Quinta reimpresión: 1997

Propagación de Plantas

PRINCIPIOS Y PRACTICAS

LIBRERIA INTERNACIONAL
de Esteban A. Vaquero
60 N° 262 - La Plata
Telefax: 24-8728

Contenido

Prefacio, 9

PARTE I

ASPECTOS GENERALES DE LA PROPAGACION

1

Introducción, 13

Bases celulares de la propagación, 16.

Nomenclatura de las plantas, 22.

Sociedades relacionadas con la propagación de plantas, 25.

2

Estructuras y Medios de Propagación, Fertilización,
Prácticas Sanitarias y Recipientes, 31

Estructuras de propagación, 31.

Medios para la propagación y desarrollo de plantas de vivero, 42.

Mezclas para cultivo en macetas, 47.

Tratamientos de presiembra para el suelo y las mezclas de suelo, 50.

Prácticas sanitarias en la propagación, 54. Fertilizantes complementarios, 56.

Salinidad en las mezclas de suelo, 58. Calidad del agua, 59.

pH del suelo, 60.

Enriquecimiento con bióxido de carbono (CO₂) en el invernadero, 60.

Recipientes para la propagación y el cultivo de plantas jóvenes, 61

Manejo de plantas cultivadas en recipientes, 64.

PARTE II

PROPAGACION DE PLANTULAS

3

El Desarrollo de Semillas y Esporas, 75

Ciclo biológico de la plántula, 75. Producción de la flor, 77.

Formación del fruto, la semilla y el embrión, 79.

Desarrollo del fruto, la semilla y el embrión, 81. La semilla madura, 87.
Apomixis, 90. Desarrollo de esporas, 94.

4

Producción de Semillas Genéticamente Puras, 99

Empleo de plántulas en la propagación, 99. Requerimientos de polinización de las plantas, 100.

Producción de semillas de plantas herbáceas, 105.

Ley de protección de las variedades de plantas, 110.

Fuentes de semillas de leñosas perennes, 110.

5

Técnicas para la Producción y Manejo de Semillas, 121

Fuentes de semilla, 121. Cosecha y procesamiento de las semillas, 123.

Almacenamiento de semillas, 129.

6

Principios de la Propagación por Semillas, 137

El proceso de germinación, 137. Calidad de las semillas, 140.

Letargo: regulación de la germinación, 144.

Factores ambientales que afectan la germinación de las semillas, 159.

7

Técnicas para la Propagación por Semillas, 179

Ensaye de semillas, 179.

Tratamientos para superar el letargo de las semillas, 188.

Tratamientos de las semillas para facilitar la germinación, 194.

Siembra directa a la intemperie, 197.

Cultivo de plántulas en viveros de campo, 200.

Producción de plántulas en recipientes, bajo techo, 204.

PARTE III

PROPAGACION ASEXUAL

8

Aspectos Generales de la Propagación Asexual, 219

Razones para emplear la propagación vegetativa, 219. El clon, 220.

Variación genética en plantas propagadas asexualmente, 228.

Organismos patógenos y la propagación vegetativa, 236.

Producción y mantenimiento de clones libres de organismos patógenos y fieles al tipo, 239.

La ley de patentes de plantas, 247.

9

Bases Anatómicas y Fisiológicas de la Propagación por Estacas, 255

Formación de raíces adventicias, 255. Callo, 259

Estructura del tallo y enraizamiento, 260. Estacas de hoja, 262.

Estacas de raíz, 263. Polaridad, 264.
 Bases anatómicas y fisiológicas de la iniciación de raíces y tallos adventicios, 266.
 Factores que afectan la regeneración de plantas a partir de estacas, 277.

10

Técnicas de la Propagación por Estacas, 319

Importancia y ventajas de la propagación por estacas, 319.
 Tipos de estacas, 319. Plantas madres: fuentes de material para estacas, 336.
 Medios para enraizamiento, 337. Lesionado, 339.
 Tratamiento de las estacas con reguladores del crecimiento, 339.
 Tratamiento de estacas con fungicidas, 344.
 Condiciones ambientales para el enraizamiento de estacas foliosas, 345.
 Preparación de la estructura de enraizamiento e inserción de las estacas, 346.
 Sistemas de niebla para el enraizamiento de estacas, 348.
 Cuidado de las estacas durante el enraizamiento, 355.
 Manejo de las estacas después del enraizamiento, 356.
 Almacenamiento en frío de estacas con hojas, enraizadas y sin enraizar, 360.

11

Aspectos Teóricos del Injerto, 365

Terminología, 365. Razones para injertar (de púa o de yema), 367.
 Injertos naturales, 373. Formación de la unión de injerto, 373.
 El proceso de cicatrización en el injerto de yema en T, 380.
 Factores que influyen en la cicatrización de la unión de injerto, 382.
 Polaridad en el injerto, 387. Límites del injerto, 389.
 Incompatibilidad del injerto, 391. Relaciones entre injerto y patrón (brote-raíz), 399.

12

Técnicas de Injerto, 421

Métodos de injerto, 422. Herramientas y accesorios para injertar, 442.
 Selección y manejo de la madera para púas, 449.
 Clasificación de los injertos según su colocación, 451. Injertos herbáceos, 463.
 Injertos en semilla nodriza, 464. Injertos en estacas, 465. Microinjertos, 466.

13

Técnicas para el Injerto de Yema, 471

Patrones para el injerto de yema, 472. Época para el injerto de yema: otoño, primavera o junio, 472.
 Métodos para injertar de yema, 477. Injerto de copa con yemas, 491.
 Injerto doble de yema, 492. Microinjerto de yema, 493.

14

Acodamiento y sus Modificaciones Naturales, 495

Factores que afectan la regeneración de plantas por acodamiento, 495.
 Procedimientos para el acodamiento, 497.
 Modificaciones de plantas que representan acodamiento natural, 506.

15

Propagación por Medio de Tallos y Raíces Especializados, 515

Bulbos, 515. Cormos, 529. Tubérculos, 532. Bulbos (tubérculos) aéreos, 534.

Raíces y tallos tuberosos, 534. Rizomas, 538. Seudobulbos, 541.

PARTE IV

METODOS ASEPTICOS DE MICROPROPAGACION

16

Principios de Cultivo de Tejidos para Micropropagación, 549

Historia, 549. Usos, 550. Desventajas de la micropropagación, 551.

Tipos de regeneración, 551.

Micropropagación y sistemas de cultivo de tejidos, 553.

Factores que afectan el éxito en la producción de plantas por micropropagación, 571.

Control de organismos patógenos durante la micropropagación, 576.

Variación genética, quimérica y epigenética en las plantas durante la micropropagación, 578.

17

Técnicas de Micropropagación *in Vitro*, 593.

Instalaciones y equipo, 594. Preparación de los medios de cultivo, 596.

Métodos generales de micropropagación, 601.

Ejemplos de métodos para el manejo de especies representativas, 608.

PARTE V

PROPAGACION DE PLANTAS SELECCIONADAS

18

Métodos Importantes de Propagación y Patrones para las Especies Frutales y de Nueces, 625

X 19

Propagación de Árboles, Arbustos y Enredaderas Leñosas Ornamentales, 683

20

Propagación de Plantas Anuales y Herbáceas Perennes Selectas de uso Ornamental, 733

Prefacio

Esta obra se ha escrito principalmente como libro de texto para cursos de propagación de plantas a nivel universitario. Proporciona información concerniente a los principios fundamentales involucrados en la propagación de plantas y sirve, además, como un manual que describe técnicas útiles en esa actividad. Se ha supuesto que los estudiantes que lo utilicen tienen una preparación previa, recibida en cursos de biología o de botánica en escuelas secundarias o universitarias, aunque los capítulos que cubren las técnicas de propagación de plantas se pueden manejar con éxito sin esa preparación.

Este libro cubre todos los aspectos de la propagación de plantas superiores, tanto sexual como asexual, en especial con los esfuerzos desarrollados por el *hombre* para incrementar su número, en contraste con la reproducción de plantas *en la naturaleza*.

El texto está organizado en cinco unidades principales: La primera, formada por dos capítulos, cubre la información general relativa a los diversos tipos de propagación, así como a las instalaciones, equipo y materiales necesarios, nomenclatura y sociedades que apoyan actividades de propagación. La segunda unidad, que se constituye de cinco capítulos, trata de la producción de semillas y los métodos para usarlas en la producción sexual de nuevas plantas. En la tercera, formada de siete capítulos, se consideran los tipos de propagación asexual o vegetativa: el uso de estacas, injertos de púa y de yema, acodamiento, hijuelos y trepadoras; así como el uso de estructuras especializadas, tales como: bulbos, rizomas, tubérculos y cormos para producir nuevas plantas. La cuarta unidad comprende dos capítulos que tratan de la micropropagación, un campo relativamente nuevo y de gran interés en el que se hace uso de los métodos asépticos para cultivar pequeñas porciones de plantas para regeneración sexual o asexual, en condiciones confinadas, de grandes números de plantas nuevas. La quinta unidad la forman tres capítulos en los que se presentan, en formato enciclopédico, los métodos de propagación más aceptados para los cultivos importantes de frutas y nueces, de los principales árboles y arbustos ornamentales y de plantas herbáceas anuales y perennes que con más frecuencia tienen un uso ornamental.

En este libro, al considerar las diversas formas en que se pueden propagar las plantas (por semillas, estacas, injertos, etc.), se han separado en capítulos diferentes los aspectos teóricos de las técnicas implicadas. Por ejemplo, los principios botánicos básicos en que se sustentan los injertos de púa y de yema se han expuesto en un capítulo, mientras que los diversos métodos

para ejecutarlos se describen en los dos siguientes. Aunque algunos lectores tienen un gran interés por los principios fundamentales de la propagación de las plantas, el interés de otros puede orientarse principalmente a las técnicas implicadas.

En cada tema se incluye una extensa bibliografía de la literatura de investigación importante y en la mayoría de los temas se sugieren lecturas complementarias. En estos trabajos especializados se tratan los tópicos con mayor extensión de la que es posible en este libro. Dichas referencias serán de valor para quienes deseen estudiar un tópico con mayor profundidad.

El término *cultivar* (variedad cultivada), que ahora se emplea ampliamente en todo el mundo en la literatura hortícola, se usa en este libro, en lugar del término anterior y menos preciso de *variedad*, el cual no distingue entre variedades botánicas y las variedades de interés hortícola comúnmente cultivadas.

Los nombres latinos de las plantas usados en general, están de acuerdo con los incluidos en el *Hortus Third* (Macmillan, 1976).

En la preparación de la nueva edición de este libro, hemos contado con la ayuda de autoridades en varios campos de la propagación de plantas y materias afines, quienes en forma muy generosa han dado su tiempo al leer algunas secciones del manuscrito y ofrecer sugerencias. Sin embargo, la responsabilidad de la versión final es nuestra.

También deseamos dar las gracias a nuestras esposas Hazel M. Hartmann y Daphne Kester, por su gran ayuda en la mecanografía y corrección de pruebas en las varias etapas de la preparación de la nueva edición de este libro. También hacemos extensivo nuestro agradecimiento a Marilyn Hartmann, quien hizo algunos de los dibujos insertos en este libro.

—Hudson T. Hartmann

—Dale E. Kester

PARTE I

**ASPECTOS GENERALES
DE LA PROPAGACION**

Introducción

La propagación de plantas consiste en efectuar su multiplicación por medios tanto sexuales como asexuales. Un estudio de la propagación de plantas presenta tres aspectos diferentes: Primero, para propagar las plantas con éxito es necesario conocer las manipulaciones mecánicas y procedimientos técnicos, cuyo dominio requiere de cierta práctica y experiencia, siendo ejemplo de ello cómo hacer injertos o preparar estacas. Este aspecto puede considerarse como el arte de la propagación.

Segundo, el éxito en la propagación de plantas requiere del conocimiento de la estructura y la forma de desarrollo de la planta, lo cual puede decirse que constituye la ciencia de la propagación. El propagador puede obtener parte de esa información de manera empírica trabajando con las propias plantas, pero, si es posible, lo anterior debe ser complementado con cursos formales de estudio de botánica, horticultura, genética y fisiología vegetales. Ese conocimiento ayuda al propagador a comprender por qué hace las cosas que ejecuta, para hacerlas mejor y poder enfrentarse a problemas inesperados.

Un tercer aspecto de la propagación exitosa de las plantas es el conocimiento de las distintas especies o clases de plantas y los varios métodos con los cuales es posible propagar ciertas de ellas. En gran parte, el método seleccionado debe estar en relación con las respuestas de la especie de planta que se propaga y la situación en que se efectúa.

La propagación de plantas ha sido una ocupación fundamental de la humanidad desde el inicio de la civilización. La agricultura se originó hace unos 10 000 años, cuando los pueblos antiguos aprendieron a plantar y a cultivar ciertos tipos de plantas que llenaban las necesidades nutricias de ellos y de sus animales. (9) A medida que la civilización fue avanzando, la gente añadió a esa diversidad no sólo plantas alimenticias, sino otras que proporcionaban fibras, medicinas, oportunidades recreativas y belleza. (8) De la gran diversidad y variación que existe en el reino vegetal, ha sido posible seleccionar especies de plantas en particular útiles para el bienestar de los hombres y de sus animales. (3, 12)

El progreso en el desarrollo agrícola ha implicado la interacción de dos actividades distintas: Una es la selección de clases específicas de plantas. La otra es la reproducción de esas clases en tal forma que retengan, bajo cultivo, sus características valiosas.

Desde mucho antes de que empezara el periodo moderno de la crianza o selección de plantas ya se habían realizado grandes progresos. (1, 6) Nuestras plantas cultivadas se originaron

principalmente por tres métodos: Primero, algunas especies de plantas fueron seleccionadas directamente de tipos nativos, pero bajo la mano selectiva del hombre evolucionaron a tipos que difieren radicalmente de sus formas silvestres. Como ejemplos de este grupo se pueden citar al frijol lima, tomate, cebada y arroz. Segundo, otras clases de plantas se originaron por hibridación entre especies, acompañada por cambios en el número de cromosomas. Estas plantas son completamente únicas como tipos cultivados y no tienen ningún pariente silvestre. Entre ellas se encuentran el maíz, trigo, tabaco y fresa. Tercero, otro grupo de plantas ocurre naturalmente como monstruosidades raras. Aunque están inadaptadas a su ambiente nativo, son útiles al hombre. Entre ellas se encuentran las coles que forman cabeza, el brócoli y la col de Bruselas.

Sin embargo, ese proceso en el mejoramiento de plantas hubiera sido de escasa significación sin el desarrollo de métodos para mantener esas formas en cultivo. En consecuencia, ha habido un proceso de invención y desarrollo de técnicas adecuadas de propagación de plantas. Si no se propagaran en condiciones controladas que conservaran sus características únicas que las hacen útiles, la mayoría de las plantas cultivadas se perderían o revertirían a formas menos deseables. A través de la historia, a medida que se vuelven disponibles nuevas clases de plantas, es necesario aprender las técnicas para conservarlas; recíprocamente, a medida que se han realizado adelantos en las técnicas de propagación, se ha incrementado el número de especies disponibles para cultivo.

A continuación se enumeran los métodos generales de propagación de plantas. Muchos, si no la mayoría de ellos, anteceden a la historia registrada. Probablemente no es mera coincidencia que algunos de los cultivos de frutales más antiguos, como la vid, olivo, morera, membrillero, granado y la higuera, sean también los más fáciles de propagar por medio de técnicas simples: usando estacas de madera dura. Para cultivar la mayoría de los demás árboles frutales, se tuvieron que desarrollar procedimientos de injerto. El invento de los invernaderos en el siglo XIX hizo posible lograr el enraizamiento de estacas foliosas. Más reciente, el descubrimiento de sustancias químicas que estimulan el enraizamiento y el desarrollo de la propagación bajo niebla, han ampliado muchos procedimientos de propagación en vivero. En forma similar, la producción de cultivos para obtener sus semillas ha sido revolucionado grandemente por el descubrimiento de principios genéticos, conducentes, entre otros avances, a la producción de semillas híbridas. Otro paso significativo hacia adelante se dio con el desarrollo de las técnicas de micropropagación aséptica y cultivo de tejidos *in vitro* que se describen en los Caps. 16 y 17.

Métodos de propagación de plantas con ejemplos típicos

I. Sexual

A. Propagación por semillas —muchas plantas anuales, bienales y perennes

B. Sistemas de cultivo *in vitro*

1. Cultivo de óvulos —clavel, tabaco, petunia
2. Cultivo de embriones —iris, olivo
3. Cultivo de semillas —orquídeas
4. Polen —tabaco, *Datura*
5. Esporas —helechos

II. Apomítica (asexual)

A. Semillas

1. Embriones nucelares —cítricos, mango
2. Embrionía adventicia —pasto azul de Kentucky

- B. Sistemas de cultivo *in vitro*
 1. Embriones nucleares —cítricos
 2. Embriogénesis de células y callo —tabaco, zanahoria
- III. Vegetativa (asexual)
 - A. Propagación por estacas
 1. Estacas de tallo
 - a. De madera dura —higuera, vid, mirto crepé, rosál, sauce, álamo
 - b. De madera semidura —limonero, camelia, acebo, rododendro
 - c. De madera suave —lila, forsitia, weigela, mirto crepé
 - d. Herbáceas —geranio, coleus, crisantemo, caña de azúcar
 2. Estacas de hoja —*Begonia rex*, *Bryophyllum*, *Sansevieria*, violeta africana
 3. Estacas de hoja con yema —zazzamora, hortensia
 4. Estacas de raíz —frambuesa roja, rábano picante, flox
 - B. Propagación por injerto
 1. Injertos de raíz
 - a. Injerto de lengüeta —manzano y peral
 2. Injertos de corona
 - a. Injerto de lengüeta —nogal pérsico
 - b. Injerto de hendedura —camelia
 - c. Injerto lateral o de cachado lateral —plantas siempre verdes de hoja angosta
 3. Injertos de copa o aéreos
 - a. Injerto de hendedura —varios árboles frutales
 - b. Injerto de corte de sierra o incisión —varios árboles frutales
 - c. Injerto de corteza —varios árboles frutales
 - d. Injertos de cosrado —varios árboles frutales
 - e. Injertos de lengüeta —varios árboles frutales
 4. Injerto de aproximación —mango
 - C. Propagación por yema
 1. Injerto en T —frutales de hueso y pomáceos, rosál
 2. Injerto de parche —nogal y pecanero
 3. Injerto de anillo —nogal y pecanero
 4. Injerto en I —nogal y pecanero
 5. Injerto de astilla —vid, mango, árboles frutales
 - D. Propagación por acodado
 1. De punta —zazzamora rastjera, frambuesa negra
 2. Simple —madreselva, spirea, avellano
 3. De trinchera —manzano, peral, cerezo
 4. Aporcado —uva crespá, manzano
 5. Aéreo (de maceta o chino) —*Ficus elástica*, litchi
 6. Compuesto o serpentina —vid, madreselva
 - E. Propagación por estolones —fresa, *Chlorophytum comosum*
 - F. Propagación por hijuelos —frambuesa roja, zazzamora
 - G. Por separación
 1. Bulbos —jacinto, lirio, narciso, tulipán
 2. Cormos —gladiolo, crocus

H. Por división

1. Rizomas —canna, iris
2. Hijuelos —siempreviva mayor, piña, palma datilera
3. Tubérculos —patata
4. Raíces tuberosas —patata, dalia
5. Coronas —fresas perennes, flox

I. Sistemas de cultivo *in vitro*

1. Cultivo de puntas de ramas —orquídea, clavel, espárrago, crisantemo, helechos, fresa
2. Formación de brotes adventicios —rododendro, violeta africana, lirio
3. Microinjerto —cítricos, manzano, ciruelo
4. Cultivo de células y tejidos —tabaco, zanahoria

BASES CELULARES DE LA PROPAGACION

La propagación de plantas implica el control de dos tipos de desarrollo del ciclo biológico básicamente diferentes, sexual (Pág. 75) y asexual (Pág. 219). La conservación de las características propias de una planta o de un grupo de plantas depende de la transmisión de una generación a la siguiente de una combinación específica de genes presentes en los cromosomas de las células. El conjunto de esos genes constituye el **genotipo** de la planta. El genotipo, en combinación con el medio, produce una planta de una apariencia externa determinada (el **fenotipo**). La función de cualquier tipo de técnica de propagación de plantas es *conservar un genotipo o una población de genotipos específicos*, que reproduzcan la clase de planta que en particular se desea.

Meiosis y reproducción sexual

La reproducción sexual implica la unión de células sexuales masculinas y femeninas, la formación de semillas y la creación de una población de plántulas con genotipos nuevos y diferentes (Figs. 1-1 y 1-2). La división celular (meiosis) que produce las células sexuales implica la división reduccional de los cromosomas, en la cual su número es reducido a la mitad. El número original de cromosomas es restablecido durante la fecundación, dando origen a nuevos individuos que contienen cromosomas tanto del progenitor masculino como del femenino. La descendencia puede asemejarse a uno, a ambos o a ninguno de los progenitores, dependiendo de sus similitudes genéticas. Entre la descendencia de una combinación específica de progenitores puede presentarse una variación considerable.

El aspecto externo (fenotipo) de una planta y la forma en que se heredan las características de generación en generación están controladas mediante la acción de genes presentes en los cromosomas. Algunos caracteres son controlados por un solo gene, como se muestra para la altura de los chícharos en la Fig. 1-3. La Fig. 1-4 muestra el caso más complejo en que dos genes independientes afectan el aspecto del durazno. El análisis de la herencia de caracteres controlados por muchos genes, que es el caso usual, es mucho más complejo y requiere del análisis estadístico para mostrar el grado en que la descendencia se asemeja a los progenitores. También deben tomarse en cuenta la clase de genes presentes y en qué grado influye el medio en sus efectos. (1, 5)

Los términos **homocigoto** y **heterocigoto** son útiles para describir el genotipo de una planta en particular. Si una proporción elevada de los genes presentes en un cromosoma son los mis-

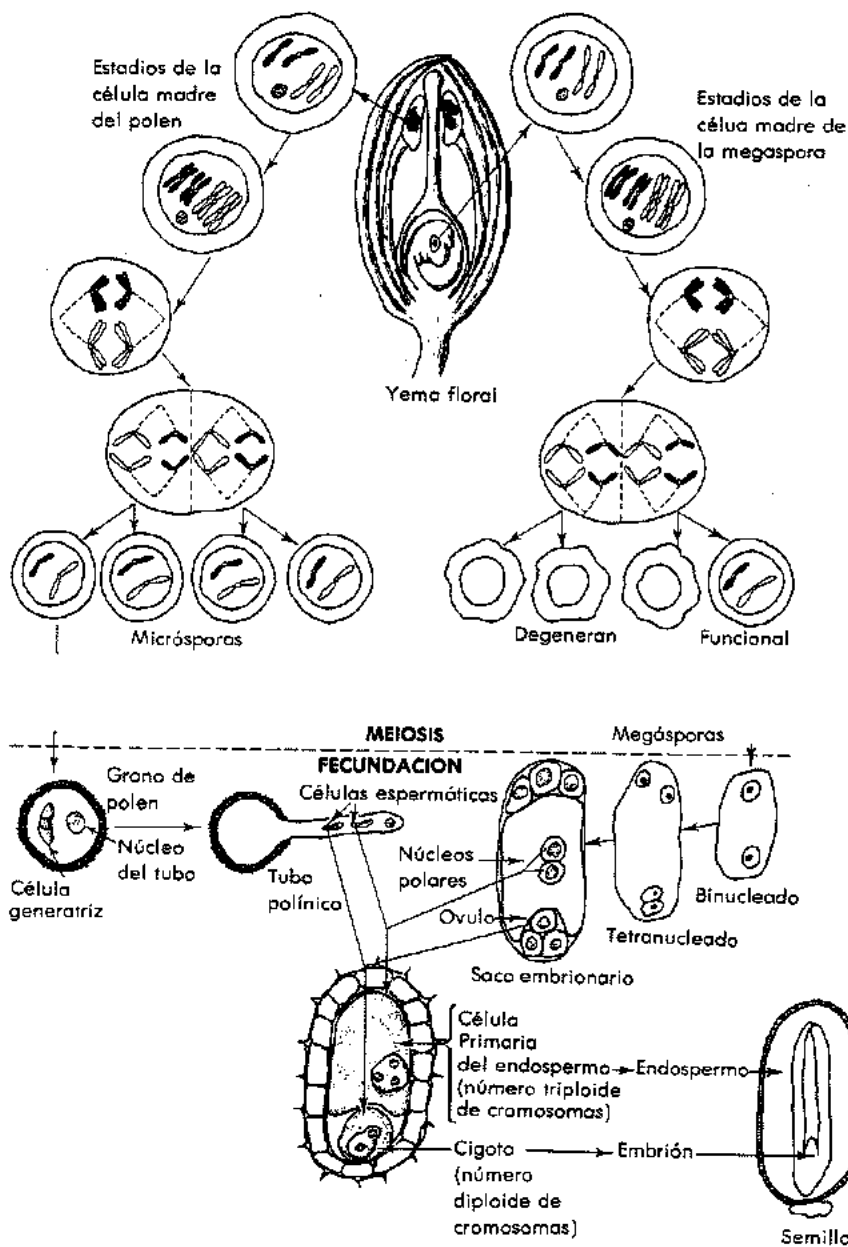


Fig. 1-1 Representación diagramática del ciclo sexual de las angiospermas. La meiosis ocurre en la yema floral en botón, en la antera (órgano masculino) y en el pistilo (femenino). Durante este proceso, las células madres del polen y las células madres de las megásporas, ambas diploides, pasan por una división de reducción en la cual los cromosomas homólogos segregan células diferentes. Esto es seguido de inmediato por una división mitótica, resultando cuatro células hijas, cada una con la mitad del número de cromosomas de las células madres. En la fecundación, un gameto masculino se une con el huevo para producir el cigoto, en el cual se restablece el número diploide de cromosomas. Otro gameto masculino se une con los núcleos polares para dar origen al endospermo.

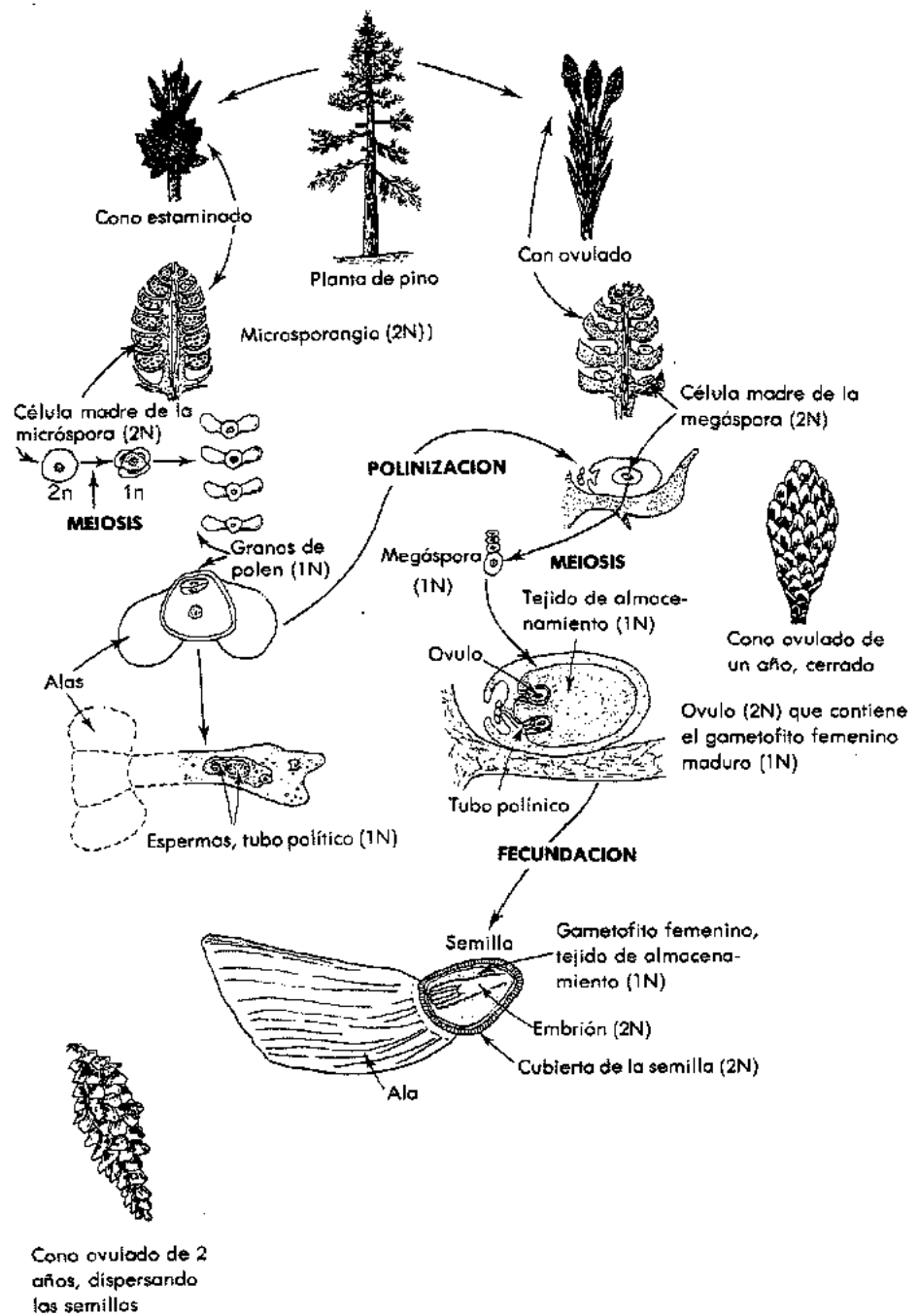


Fig. 1-2 Diagrama que representa el ciclo sexual en una gimnosperma (pino) mostrando la meiosis y la fertilización. Este difiere de aquel en las angiospermas por la formación de una semilla "desnuda" y el desarrollo de un gametofito femenino haploide que contiene el almacenamiento de tejido de la semilla.

Fig. 1-3 Herencia de un solo par de genes en una cruce monohíbrida. En el chícharo, el carácter alto (D), es dominante sobre el enano (d). Una planta de chícharo alta puede ser homocigota (DD), o heterocigota (Dd); una planta de chícharo enana sólo puede ser homocigota (dd). En F₂ hay segregación, produciéndose tres genotipos (DD, Dd y dd) y dos fenotipos (alto y enano).

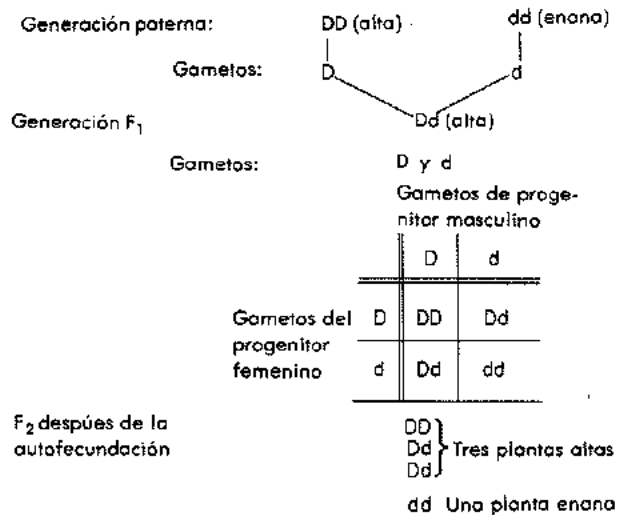
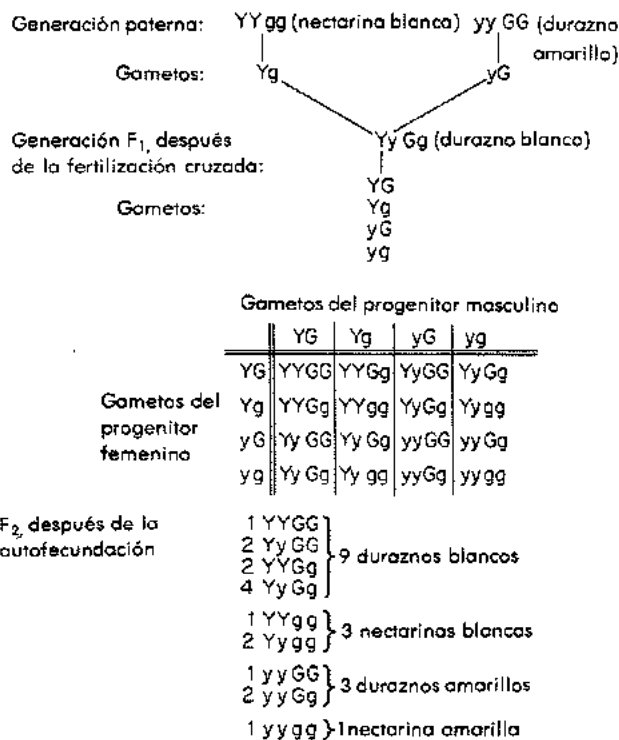


Fig. 1-4 Herencia en una cruce dihíbrida en duraznero (*Prunus persica*). La piel vellosa (G) del durazno es dominante sobre la piel glabra (sin vello) de la nectarina (g). El color blanco de la pulpa (Y) es dominante sobre el color amarillo (y). En el ejemplo, el fenotipo de la generación F₁ es diferente a los dos progenitores. En F₂, la segregación produce nueve genotipos y cuatro fenotipos.



mos que se encuentran en el miembro opuesto del par de cromosomas (cromosomas homólogos), la planta es homocigota y reproducirá fielmente sus caracteres si se autofecunda o si el otro progenitor es genéticamente similar. Esto significa que los caracteres específicos o características de esa planta serán transmitidos a su descendencia, y que sus descendientes se asemejarán a los progenitores. Por otra parte, si en un cromosoma hay un número suficiente

Definición de términos

Meiosis. Dos divisiones nucleares sucesivas, en el curso de las cuales el número diploide de cromosomas se reduce al número haploide y ocurre la segregación genética.

Mitosis. Forma de división nuclear de la célula, en la cual los cromosomas se duplican y dividen para producir dos núcleos idénticos al núcleo original. De ordinario la mitosis incluye la división celular (citocinesis).

Heterocigoto. Que en la misma célula u organismo hay presentes diferentes genes del mismo par mendeliano, por ejemplo, una planta de chícharo alta con genes tanto para planta alta (T) como para enana (t).

Homocigoto. Que en la misma célula u organismo hay presentes genes similares de un par mendeliano; por ejemplo, una planta de chícharo enana tiene solo genes para enanismo (tt).

Cromosomas homólogos. Los miembros de un par de cromosomas, que pueden ser homocigotos o heterocigotos.

Genotipo. La composición genética de un núcleo o de un individuo.

Fenotipo. El aspecto físico externo de un organismo. Puede expresarse como la interacción del genotipo con el medio.

Fecundación. La unión de un óvulo y un espermatozoide para formar un cigoto.

Herencia. La adquisición de caracteres o cualidades por transmisión de padres a hijos.

de genes diferentes a aquellos del otro miembro del par de cromosomas, se dice que la planta es heterocigota. En ese caso, es posible que no se transmitan a la descendencia caracteres fenotípicos importantes de los progenitores y que las plántulas pueden diferir de aspecto no sólo respecto a los progenitores sino también entre sí. En ciertas especies de plantas, la variación que se presente en las plántulas puede ser muy grande.

Para reducir al mínimo esta variación y asegurarse de que las plántulas hijas tendrán las características específicas que se desean cuando se les cultiva, en la producción de semillas se deben seguir ciertos procedimientos, que se tratarán con detalle en el Cap. 4.

Mitosis y reproducción asexual

La propagación asexual es posible debido a que cada una de las células de la planta contiene todos los genes necesarios para el crecimiento y desarrollo y, en la división celular (mitosis) que se efectúa durante el crecimiento y regeneración, los genes son replicados en las células hijas. La regeneración de un nuevo organismo por métodos asexuales ocurre con facilidad en las plantas superiores, pero no entre los animales superiores. Sin embargo, en algunas de las formas inferiores de la vida animal, como en el gusano plano *Planaria*, del filum Platyhelminthes, se puede efectuar reproducción asexual. Un gusano plano cortado en mitades se desarrolla a formar dos gusanos, regenerando cada una de las mitades las partes faltantes.

Los detalles de la mitosis se muestran en la Fig. 1-5, siendo su característica principal que los cromosomas individuales se dividen longitudinalmente, yendo las dos partes idénticas a dos células hijas. Como resultado de ello, en cada una de esas dos células hijas (con ciertas excepciones), se duplica el sistema cromosoma entero de una célula individual. Los cromosomas que se produzcan serán iguales a los de la célula de que provinieron. En consecuencia, las

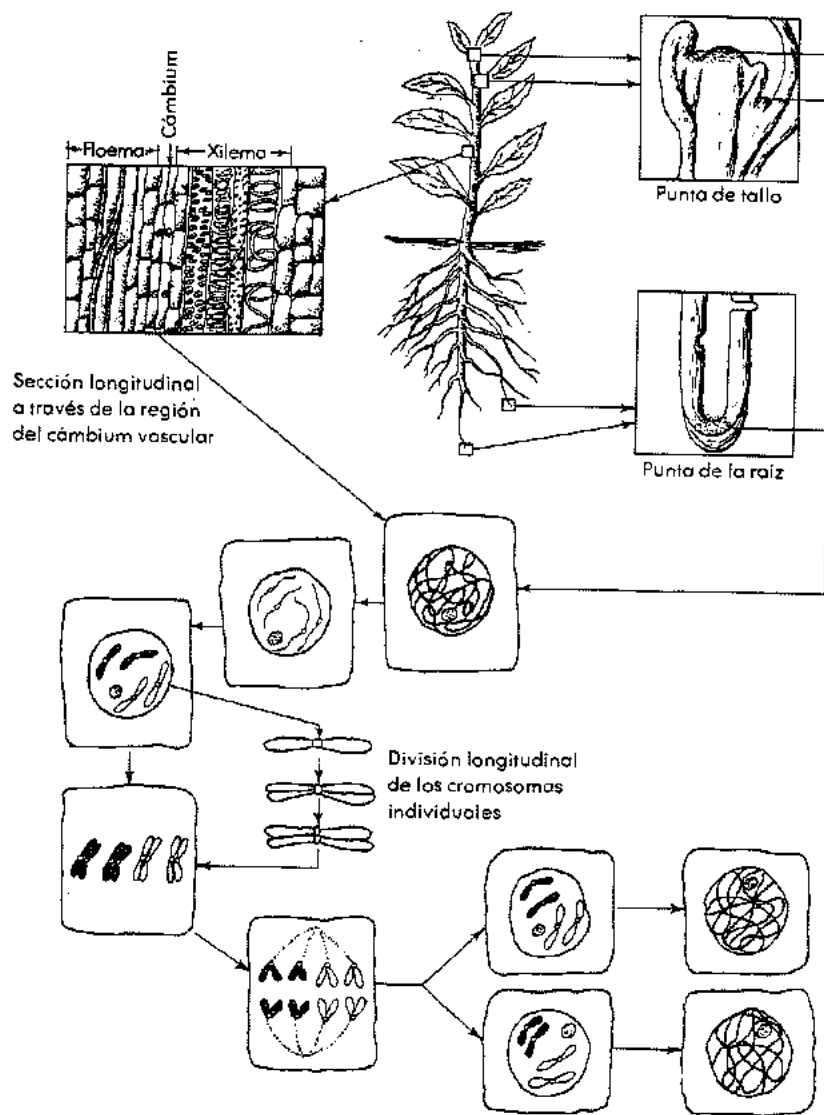


Fig. 1-5 Representación diagramática del proceso por el cual se efectúan el crecimiento y la reproducción asexual en una planta dicotiledónea. La mitosis ocurre en tres regiones principales de crecimiento de la planta: la punta del tallo, la punta de las raíces primarias y secundarias y el cámbium. Se muestra una célula meristemática que se divide para producir dos células hijas cuyos cromosomas, de ordinario, serán idénticos a los de la célula original.

características de una nueva planta que se desarrolle serán las mismas de aquella de que se originó.

En las plantas, la mitosis se efectúa en puntos o áreas específicas para producir crecimiento, (véase la Fig. 1-5) siendo el ápice del tallo, el ápice de la raíz, el cámbium, y las zonas intercalares (bases internodales de las monocotiledóneas). También ocurre mitosis cuando se forma callo en alguna parte lesionada de una planta y cuando se inicia crecimiento nuevo en por-

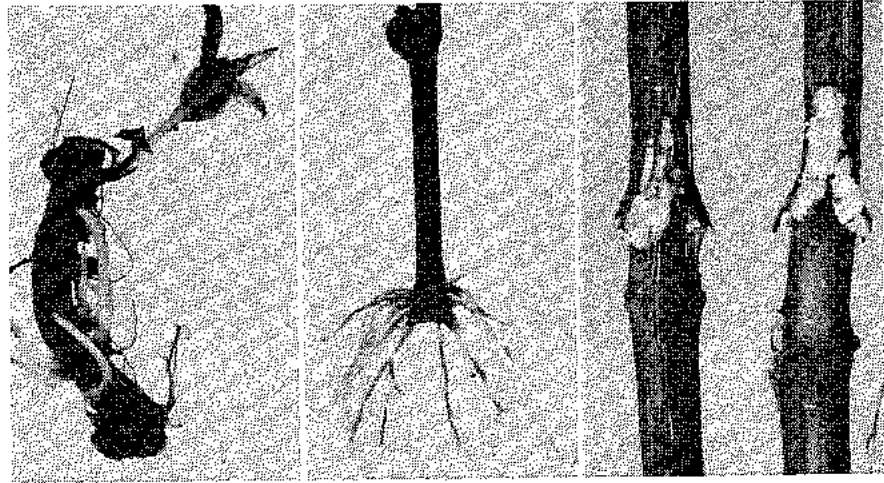


Fig. 1-6 Regeneración en la propagación asexual. *Izquierda:* brotes adventicios creciendo de una estaca de raíz. *Centro:* raíces adventicias desarrollándose de la base de una estaca de tallo. *Derecha:* tejido de callo producido para cicatrizar una unión de injerto.

ciones de raíz o de tallo. El callo de parénquima está formado por nuevas células que proliferan de tejidos cortados en respuesta a la lesión. Cuando en una estructura vegetativa se inician nuevos puntos de crecimiento, como una raíz, tallo u hoja, se les llama raíces o tallos adventicios (véase la Fig. 1-6 y el Cap.9).

Raíces adventicias son aquellas que salen de las partes aéreas de las plantas, de tallos subterráneos o de raíces relativamente viejas. Todas las raíces que no sean las originadas en el eje embrionario y todas sus ramificaciones formadas en secuencia normal pueden ser consideradas adventicias. Los brotes adventicios son aquellos que aparecen en las raíces o internodalmente en los tallos después que se han producido los puntos de crecimiento terminal y laterales. En ocasiones salen brotes nuevos (brotes de agua) de puntos de crecimiento o yemas latentes que no son adventicios sino que se originaron junto con la rama en que aparecen. Estos son comunes en ramas viejas de plantas leñosas y pueden ser estimulados a que crezcan activamente si se quita la parte terminal.

La mitosis es el método básico de crecimiento vegetativo, regeneración y cicatrización de heridas que hace posible poner en práctica técnicas de propagación tales como la propagación por estacas, injerto, acodado, separación y división. Estos métodos de propagación son importantes porque permiten la multiplicación a gran escala de una planta individual en tantas partes separadas como lo permita la cantidad de material materno. Cada planta individual producida por algunos de esos métodos en la mayoría de los casos es genéticamente idéntica a la planta de que provino. La razón primaria para el empleo de esas técnicas de propagación vegetativa es reproducir con exactitud las características genéticas de cualquier planta individual, aunque también existen muchas ventajas adicionales desde el punto de vista de cultivo.

NOMENCLATURA DE LAS PLANTAS

Como la propagación de plantas implica la preservación de genotipos que son importantes para el hombre, resulta esencial tener algún método para marcarlas. Mediante los esfuerzos de

botánicos y horticultores, gradualmente se ha desarrollado un sistema de nomenclatura que proporciona las bases para una identificación mundial uniforme de las plantas. Este sistema se reúne en el *Código Internacional de Nomenclatura Botánica*. (11)

Clasificación Botánica

La clasificación de los grupos silvestres es función de los taxónomos. El sistema de clasificación se basa en la especialización y complejidad crecientes en estructura y organización que resultan del proceso evolutivo. Por ejemplo, el reino vegetal se clasifica en divisiones, principiando con plantas unicelulares como las Esquizofitas (bacterias y algas verdiazules), sigue con plantas algo más complejas como las Briofitas (musgos, hepáticas) hasta las plantas superiores más especializadas; Pteridofitas.

Este texto está interesado principalmente con las Pteridofitas que incluyen a tres clases: Filicinae (helechos), Gymnospermae (gimnospermas como *Ginkgo*, y coníferas) y Angiospermae (plantas con flores). Dentro de estas clases, la clasificación se basa principalmente en la estructura de sus órganos de reproducción. Las gimnospermas producen semillas que no están encerradas en una estructura. La angiospermas comprenden a plantas en las cuales la semilla se produce en una estructura cerrada, el ovario. Las angiospermas se dividen en dos subclases: monocotiledóneas (ejemplo: gramíneas, palmas, orquídeas) y dicotiledóneas (ejemplo: frijol, rosas, duraznos). Esas subclases se dividen en órdenes, los órdenes en familias, las familias en géneros y los géneros en especies.

La especie es la unidad fundamental usada por lo común por los taxónomos para designar grupos de plantas que pueden reconocerse como clases diferentes. En la naturaleza, los individuos de una especie normalmente se entrecruzan sin obstáculos, pero no se cruzan con los de una especie diferente, debido a que están separados por la distancia o alguna otra barrera fisiológica, morfológica o genética que impide el intercambio de genes entre las dos especies.

(14) En consecuencia, es posible reproducir una especie por semilla y mantenerla mediante propagación. Sin embargo, si se reproduce una especie a partir de plantas individuales o procedentes de diversas partes del área natural de distribución de la misma, es posible encontrar que entre los individuos de esa especie existe una gran variación en aspecto y adaptabilidad. (7, 10, 13, 15) Por tanto, para lograr un concepto total de la variabilidad de la especie, se deben examinar individuos de todas las porciones de su área, más que conseguirlo sólo de unos cuantos individuos.

Dentro de una especie, un subgrupo morfológicamente distinto (por lo general como resultado del aislamiento geográfico), puede reconocerse taxonómicamente como una variedad botánica. El Código tiene también disposiciones relativas a otras subdivisiones que ocurren naturalmente como subespecie, subvariedad, grupo, forma e individuo.

La variación natural entre plantas nativas de una especie puede describirse también con dos términos: *clin* y *ecotipo*. (10, 13) Un *clin* se refiere a las diferencias continuas en características fisiológicas y morfológicas controladas genéticamente, que ocurren dentro de una especie, en diferentes partes de su área. Las diferencias están relacionadas con variaciones continuas en el medio y la evolución de poblaciones de plantas adaptadas a ellas. Cuando las diferencias son marcadas y discontinuas, se emplea el término *ecotipo*.

Clasificación de las plantas cultivadas

La clasificación y denominación de las clases especiales de plantas cultivadas por el hombre, tienen una base diferente a la de las plantas silvestres. Las bases para separar una clase de otra

en las plantas no son la variación de ocurrencia natural, sino que cada una de ellas tiene algún significado práctico en agricultura y horticultura. El grupo de plantas que representa a cada clase se originó de manera invariable como una variante, ya sea dentro de una sola especie o como híbrido entre dos o más especies. Muy a menudo se deriva de una sola planta que se reproduce asexualmente. A esos grupos de plantas que representan un solo tipo, cuyas características únicas se reproducen durante la propagación, se les conoce como una cultivar, designación que es sinónima de términos más antiguos como *variety* (inglés), *variete* (francés), *variedad* (español), *sorte* (alemán), *sort* (escandinavo), *ras* (ruso), o *razza* (italiano). A esos grupos de plantas se les da un nombre no latino, por lo general, asignado por su originador.

La asignación de nombres a las plantas cultivadas puede manejarse mejor si se ajusta a un sistema de nomenclatura en el que haya un acuerdo amplio. El Código Internacional de Nomenclatura para Plantas Cultivadas (4) cubre las categorías especiales y nombres de las plantas cultivadas. Primero, define a una cultivar como "un conjunto de plantas cultivadas que puede ser distinguido con claridad por cualquier carácter (morfológico, fisiológico, citológico, químico u otros), y que cuando se reproduce sexual o asexualmente, retiene estos caracteres distintivos". Segundo, establece criterios para aplicar los nombres de las cultivares y, tercero, los procedimientos para registrar dichos nombres.

La palabra cultivar es una contracción de los términos "cultivated variety" y debe distinguirse de la categoría análoga que ocurre naturalmente, la variedad botánica, que es una población de plantas dentro de una especie que tiene características y que ocurre en la naturaleza. Una cultivar también es una población única de plantas, pero que se mantiene artificialmente por esfuerzo humano y tiene asignado un nombre. Sin el esfuerzo humano, muchos cultivares, no continuarían existiendo.

El nombre científico completo de cualquier planta desarrollada o mantenida en cultivo incluye: (a) género, (b) especie y (c) nombre de la cultivar; los dos primeros de ordinario escritos en latín y el último en idioma común. El nombre de la cultivar puede separarse con la abreviatura cv. o con comillas simples, pero no de ambas maneras. También puede agregarse solo al nombre común.

Syringa vulgaris cv. Mont Blanc

Syringa vulgaris 'Mont Blanc'

Lilac 'Mont Blanc'

Una cultivar debe tener un nombre propio que pueda ser reconocido en cualquier parte por los horticultores, para que se confunda con la de otros cultivares. Los nombres múltiples para la misma cultivar o uno solo para varias cultivares, originados accidentalmente o por cambios deliberados en el nombre, sólo conducen a confusión y malas interpretaciones. El principio más importante en la asignación del nombre a las cultivares es que normalmente el primer nombre dado debe tener prioridad. Un segundo principio es que, una vez que se ha aplicado correctamente un nombre, sólo debe cambiarse por razones excepcionales. Existen reglas adicionales que pueden ayudar a escoger el nombre para una planta, para lo cual se puede consultar el Código de Nomenclatura para Plantas Cultivadas. (4)

Categorías de cultivares

Las cultivares que se reproducen sexualmente se propagan por semillas. La categoría básica es la línea, que es una población de plantas propagadas por semilla, en la cual se controla la va-

riabilidad genética y se le mantiene dentro de ciertos límites apropiados para esa cultivar. Un ejemplo es el trigo *Triticum aestivum* 'Marquis', en el cual la uniformidad se mantiene con facilidad en la propagación debido a que es homocigota y autofecundada.

A medida que se desarrolló el conocimiento de los principios científicos, los fitomejoradores han producido varios tipos de líneas propagadas por semilla que requieren métodos especiales de selección de progenitores y ciertos procedimientos de producción de semillas para su mantenimiento. En esa categoría de cultivares se incluye a las líneas consanguíneas, a las líneas sintéticas o compuestas y a las líneas híbridas. Además, ciertas mezclas, así como variantes naturales conocidas como de fuente (véase la Pág. 111), pueden ser clasificadas como cultivares. La definición de esas categorías especiales y la base genética subyacente, se tratan en el Cap. 4.

Las cultivares que se reproducen asexualmente se propagan por varios métodos vegetativos: por estacas, división o injerto. La categoría básica de este tipo de cultivar es el clon, el cual se define en el Código (4) como "un conjunto de individuos genéticamente uniforme (que pueden ser de naturaleza quimérica), derivado originalmente de un solo individuo por medio de propagación vegetativa; por ejemplo, por estacas, división, injerto o apomixis obligada. Los individuos propagados de una mutación de yema distinguible forman una cultivar diferente a la planta materna". (Las quimeras se tratan en la Pág. 230 y la apomixis en la Pág. 90). Son ejemplos de clones, el duraznero 'Redhaven', el narciso 'King Alfred' y la patata 'Russet Burbank'. Los conceptos de clon y el mantenimiento de su uniformidad durante la propagación se tratan en el Cap. 8.

Otro tipo de cultivar asexual comprende aquellos grupos de poblaciones de plántulas reproducidas por apomixis obligada. Este concepto se trata en el Cap. 3 (Pág. 90).

Las plantas que dentro de los clones muestran una fase de crecimiento única o especial (véase la Pág. 223) y que pueden ser reproducidas con métodos vegetativos, también pueden ser clasificadas como cultivares separadas. Ejemplos de ellas son *Sequoia sempervirens* 'Prostrata', una forma prostrata del palo rojo (*Sequoia*) y *Picea abies* 'Pygmaea', un pinabete con tipo de escoba de bruja.

SOCIEDADES RELACIONADAS CON LA PROPAGACION DE PLANTAS

Existen varias organizaciones que promueven la propagación sexual o asexual de plantas. A continuación se describen algunas de las principales:

The International Plant Propagators' Society (IPPS).¹ Organizada en 1951 y ahora tiene secciones regionales en el este, oeste y sur de los EUA, en Gran Bretaña e Irlanda, Australia y Nueva Zelanda. Cada sección efectúa una reunión anual y los temas presentados en ellas se publican en un libro llamado *Combined Proceedings*. Esta sociedad tiene alrededor de 2000 miembros y la afiliación está restringida a individuos activos en alguna fase de la propagación de plantas. Un requisito para continuar perteneciendo a ella es participar en sus actividades; por ejemplo, asistiendo a las reuniones regionales cuando menos una vez cada cuatro años o escribiendo un artículo para publicar en el periódico de la sociedad, *The Plant Propagator*. Las publicaciones sólo están disponibles para los miembros y las bibliotecas.

¹ Apartado postal Box 3131, Boulder, Colo. 80307, EUA.

*The International Dwarf Fruit Tree Association.*² Tiene alrededor de 1600 miembros en todo el mundo y efectúa una reunión anual, generalmente en Michigan. Presentan trabajos de diversos aspectos de los patrones de injerto para árboles frutales y su propagación, así como de aspectos generales de su cultivo. Estos trabajos se publican en el anuario, *Compact Fruit Tree*. La asociación también patrocina una gira anual en diferentes zonas en donde se cultivan frutales.

*International Association for Plant Tissue Culture.*³ Está formada por unos 2500 socios que representan alrededor de 63 países, incluyendo a 300 miembros en los EUA. Puede pertenecer a la Asociación cualquier persona interesada en el cultivo *in vitro* de células, tejidos u órganos vegetales. La Asociación estimula el interés en el cultivo de tejidos vegetales publicando un noticiero y patrocinando cada cuatro años un Congreso Internacional sobre Cultivo de Tejidos. El noticiero se distribuye tres veces al año y contiene artículos acerca del cultivo de tejidos vegetales y de las investigaciones en curso en diversos laboratorios, críticas de libros, una bibliografía que enumera los artículos acerca del tejido de cultivos y los nombres de nuevos miembros. Los socios representan tanto a la industria como a las instituciones; y entre sus intereses están la propagación comercial, la producción de material libre de infestaciones virosas, bacterianas o fungosas, el mejoramiento de plantas con el uso de nuevas técnicas genéticas y la producción *in vitro* de nuevos productos secundarios.

*Bedding Plants, Inc.*⁴ Es una asociación de más de 3000 miembros que cultivan o se interesan en plantas de jardín. Sus reuniones anuales las efectúan en diversas partes de los EUA, publicando sus artículos en un anuario. Cada dos años publican una *Guía del Comprador (Buyers' Guide)* para ayudar a quienes cultivan plantas de jardín a obtener sus materiales. Varias veces al año publican un noticiero.

*The American Association of Nurserymen (AAN).*⁵ Constituida en 1875, es una organización de la industria de viveros y jardinería ornamental en los EUA. Sirve a unas 3200 firmas asociadas en el ramo de viveros, cultivadores mayoristas, centros de menudeo de jardinería, firmas de arquitectura panorámica, viveristas que venden por correo y otros proveedores de la comunidad hortícola.

Mediante servicios informativos, reuniones educativas y otros, la AAN ayuda a sus miembros a manejar sus negocios con mayor efectividad. Su noticiero, *Up-Date*, que publican dos veces al mes, mantiene a los miembros informados de las disposiciones legislativas y reglamentarias que deben cumplir. Mediante comités activos, la asociación mantiene un sistema actualizado para definir el tamaño y describir las plantas, para con ello facilitar su comercio, proporcionando también información acerca de la nomenclatura de plantas, cuarentenas, pesticidas y temas afines.

La asociación publica la *American Standard for Nursery Stock* (2) preparada por un comité de viveristas, arquitectos paisajistas, contratistas de jardinería panorámica y otros que se dedican al comercio o la clasificación comercial de plantas de vivero. Esas normas son revisadas y ratificadas por sociedades nacionales y regionales, asociaciones y oficinas gubernamentales y

² Department of Horticulture, Mich. State University, East Lansing, Mich. 48824, USA.

³ Department of Plant Sciences, Texas A & M University, College Station, Tex., 77843, USA.

⁴ Apdo. Postal Box 286, Okemos, Mich. 48864, USA.

⁵ 230 Southern Building, 15th & H Streets, N.W., Washington, D.C. 20005, USA.

aprobadas por el American National Standards Institute. Las categorías de material del vivero para las que se establecen normas son: árboles de sombra y de flor; arbustos deciduos, coníferas siempre verdes, plantas siempre verdes de hoja ancha; rosales, enredaderas y plantas de cubierta del terreno; árboles frutales, frutos pequeños, material para vivero, árboles y arbustos procedentes de semilla (plántulas), bulbos, cormos y tuberos, así como árboles de Navidad. La American Association of Nurserymen también efectúa reuniones anuales en varias ciudades de los EUA.

Varias organizaciones se orientan a la reproducción y cultivo de plantas a partir de semilla. Algunas de las principales son:

*The International Seed Testing Association (ISTA).*⁶ Organización internacional con asociados acreditados por los gobiernos de 59 países. Existen 137 estaciones oficiales de análisis de semilla que pertenecen a la asociación. Los objetivos principales de la asociación son desarrollar, adoptar y publicar procedimientos estándar para el muestreo y análisis de semillas, y promover la aplicación uniforme de esos procedimientos para evaluar semillas que se mueven en el comercio internacional.

Las finalidades secundarias de la ISTA son promover la investigación en todas las áreas tecnológicas y científicas de las semillas, estimular la certificación de cultivares y participar en conferencias y cursos de entrenamiento orientados a promover dichos objetivos.

Cada tres años efectúa una reunión general en la que se realiza un simposio en el que se presentan trabajos técnicos y científicos presentados por especialistas que trabajan en la tecnología de semillas.

La ISTA publica la revista, *Seed Science and Technology*, un noticiero trimestral, *ISTA News Bulletin* y varios manuales técnicos como el *Handbook for Seed Evaluation*.

*Association of Official Seed Analysts.*⁷ Es una organización de laboratorios afiliados, que sirve tanto a analistas particulares como a investigadores en problemas de semillas que trabajan en reconocidos laboratorios gubernamentales de semillas. La mayoría de sus miembros están en América del Norte. Los objetivos de la organización son el mejoramiento de todas las ramas del análisis de semillas y hacerlo más útil a la agricultura y a la sociedad.

La Asociación efectúa una reunión anual y publica la memoria de ella en el *Journal of Seed Technology*. También realiza un noticiero trimestral y varias otras publicaciones, como *Rules for Testing Seeds*.

*American Seed Trade Association, Inc. (ASTA).*⁸ Una organización de compañías dedicadas al negocio de semillas que ha servido a la industria desde 1883. La ASTA organiza una reunión general anual, así como reuniones especiales acerca de semillas de campo, para prados, de soya, la industria de semillas para jardín y la industria de maíz y sorgo híbridos. La asociación publica un noticiero quincenal, un anuario y las memorias de las reuniones especiales relativas a las semillas de campo, soya, maíz y sorgo híbridos. La ASTA interviene en actividades de reglamentación, por ejemplo, participando en la elaboración de reformas a la Recommended Uniform State Seed Law, evaluando los cambios propuestos en tarifas o reformas a la Federal Seed Act, estudiando y evaluando los beneficios de la certificación internacional de semillas y formulando normas mercantiles para el comercio nacional e internacional de se-

⁶ Apdo. Postal Box 412, CH-8046, Zurich, Suiza.

⁷ Apdo. Postal Box 5425, Mississippi State, Miss., 39762, USA.

⁸ 1030 15th Street, N.W., Washington, D.C., 20005, USA.

millas. La ASTA mantiene también una estrecha relación con las autoridades encargadas del análisis de semillas y evalúa los beneficios de la certificación internacional de semillas. Sirve tanto como el centro de información de la industria acerca de los datos y problemas corrientes y promueve activamente las ventas de la industria tanto en los EUA como en el extranjero.

The Canadian Seed Trade Association. Similar a la ASTA, promueve en Canadá la industria de semillas.⁹

*The Association of Official Seed Certifying Agencies (AOSCA).*¹⁰ Organización cuyos miembros son las oficinas norteamericanas y canadienses encargadas de la certificación de semillas en sus áreas respectivas. La AOSCA fue organizada en 1919 con el nombre de International Crop Improvement Association. Estas oficinas mantienen estrechas relaciones de trabajo con la industria de las semillas, las oficinas que regulan sus diversos aspectos de producción y comercio, las dependencias gubernamentales que intervienen en el desarrollo y movimiento del mercado internacional de semillas y con los servicios de investigación y extensión agrícolas.

BIBLIOGRAFIA

1. Allard, R. W. 1960. *Principles of plant breeding*. New York: John Wiley.
2. American Association of Nurserymen. 1980. *American standard for nursery stock*. Washington, D.C.: Amer. Assn. Nurs.
3. Baker, H. G. 1978. *Plants and civilization* (3rd ed.). Belmont, Calif.: Wadsworth.
4. Brickell, C. D., ed. 1980. International code of nomenclature for cultivated plants—1980. *Regnum Vegetabile* 104:7-32 (Obtainable from Amer. Hort. Soc., Mt. Vernon, VA 22121 U.S.A.).
5. Briggs, F. N., and P. F. Knowles. 1967. *Introduction to plant breeding*. New York: Reinhold.
6. Frey, K. J., ed. 1981. *Plant breeding II*. Ames, Iowa: Iowa State Univ. Press.
7. Harlan, J. R. 1956. Distribution and utilization of natural variability in cultivated plants. In *Genetics in plant breeding*. Brookhaven Symposia in Biol. 9:191-206.
8. ———. 1976. The plants and animals that nourish man. *Scient. Amer.* 235(3): 88-97.
9. Hartmann, H. T., W. J. Flocker, and A. M. Kofranek. 1981. *Plant science: Growth, development, and utilization of cultivated plants*. Englewood Cliffs, N.J.: Prentice-Hall.
10. Langlet, O. 1962. Ecological variability and taxonomy of forest trees. In *Tree growth*, T. T. Kozlowski, ed. New York: Ronald Press, pp. 357-69.
11. Lanjouw, J., ed. 1966. International code of botanical nomenclature. *Regnum Vegetabile*, 46:402.
12. Sauer, C. O. 1969. *Agricultural origins and dispersals*. Cambridge, Mass.: Massachusetts Institute of Technology Press.
13. Stebbins, G. L. 1950. *Variation and evolution in plants*. New York: Columbia Univ. Press.

⁹ 408 Gertrude Avenue, Winnipeg, Manitoba, Canada.

¹⁰ 3709 Hillsborough Street, Raleigh, N.C., 27607, USA.

14. ———. 1971. *Processes of organic evolution* (2nd ed.). Englewood Cliffs, N.J.: Prentice-Hall.
15. Vavilov, N. I. 1930. Wild progenitors of the fruit trees of Turkestan and the Caucasus and the problem of the origin of fruit trees. *Rpt. and Proc. IX Inter. Hort. Cong.*, London, pp. 271-86.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- BAILEY, L. H., E. Z. BAILEY, and STAFF OF L. H. BAILEY HORTORIUM. 1976. *Hortus third*. New York: Macmillan.
- FRANKEL, O. H., and E. BENNETT. 1970. *Genetic resources in plants: Their exploration and conservation*. Oxford: Blackwell Scientific Company.
- HARTMANN, H. T., W. J. FLOCKER, and A. M. KOFRANEK. 1981. *Plant science: Growth, development, and utilization of cultivated plants*. Englewood Cliffs, N.J.: Prentice-Hall.
- HEISER, C. B., JR. 1973. *Seed to civilization*. San Francisco: W. H. Freeman & Company Publishers.
- HODGSON, R. E. 1961. Germ plasm resources. *American Association for Advancement of Science Publ. No. 66*. Washington, D.C.
- SCHERY, R. W. 1972. *Plants for man* (2nd ed.). Englewood Cliffs, N.J.: Prentice-Hall.
- SCHWANITZ, F. 1966. *The origin of cultivated plants* (English translation from German edition of 1957). Cambridge, Mass.: Harvard Univ. Press.
- WEIER, T. E., C. R. STOCKING, M. G. BARBOUR, and T. L. ROST. 1982. *Botany: An introduction to plant biology* (6th ed.) New York: John Wiley.

2

Estructuras y Medios de Propagación, Fertilización, Prácticas Sanitarias y Recipientes

En la propagación y cultivo de plantas jóvenes de vivero, las instalaciones y procedimientos se disponen de manera que se optimice la respuesta de las plantas a los cinco factores ambientales fundamentales que influyen en su crecimiento y desarrollo: luz, agua, temperatura, gases y nutrientes minerales. Además, las plantas jóvenes de vivero requieren protección contra patógenos y otras plagas, así como el control del nivel de salinidad en el medio de cultivo.

Manejando adecuadamente las estructuras, equipo y procedimientos que se describen en este capítulo se maximiza el crecimiento y desarrollo de las plantas controlando su ambiente.

Las instalaciones necesarias para propagar plantas por semilla, estacas e injerto comprenden dos unidades básicas. Una de ellas es una estructura con control de la temperatura y una amplia provisión de luz, como un invernadero o una cama caliente, en donde puedan hacerse germinar las semillas o enraizar estacas. La segunda unidad es una estructura en la cual las plantas jóvenes, tiernas, pueden cambiarse para su endurecimiento o amacizamiento previo a su colocación a la intemperie. Para este fin resultan útiles las camas frías y los sombreaderos. En ciertas épocas del año y para ciertas especies, cualquiera de esas estructuras sirve para ambos fines.

ESTRUCTURAS DE PROPAGACION

Invernaderos

3

Existen varios tipos de invernaderos. El más sencillo está constituido por un techo o alero protector, que aprovecha como una de sus paredes un costado, de preferencia el sur o el este, de un edificio. De hecho, como una medida de utilización de calor solar, se puede construir un invernadero como una parte o la totalidad de la pared sur de un edificio, usando el calor acumulado en el invernadero para calentar la casa. (63, 88, 89)

También es posible construir invernaderos pequeños y de poco costo usando marcos para camas calientes, de 1 × 2 m, fijados en una estructura construida con madera de 5 × 10 cm de sección. Esa estructura puede también cubrirse con tableros de fibra de vidrio o película de polietileno, para formar así un invernadero de poco costo. (114)

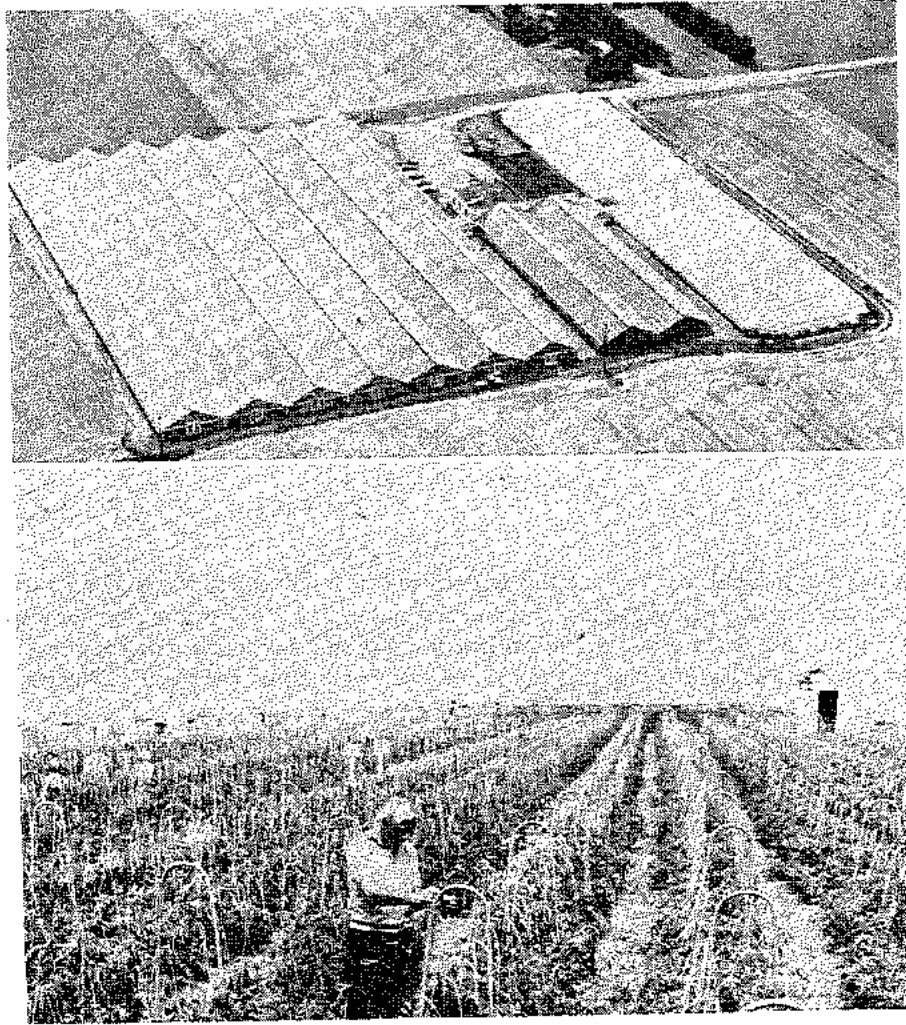


Fig. 2-1 Arriba: invernadero de plástico sostenido por aire (derecha), en comparación con un conjunto de invernaderos convencionales cubiertos con vidrio. Abajo: interior de un invernadero sostenido por aire, en donde se están cultivando tomates. Cortesía de W. L. Bauerle y T. H. Short, Ohio Agricultural Research and Development Center.

Los invernaderos comerciales, por lo general, son estructuras independientes, de claro uniforme, cubiertos con techos de dos aguas, diseñadas de manera que el espacio se utilice en forma adecuada con pasillos y bancos de propagación. (16) En instalaciones grandes, en ocasiones se construyen lado a lado varias unidades de invernadero individuales, eliminado así el costo de las paredes intermedias (véanse las Figs. 2-1 y 2-2).

La distribución de los bancos en los invernaderos puede variar mucho. Algunas instalaciones de propagación no tienen bancos fijos de manera permanente, variando su colocación de acuerdo con el equipo que se use, como montacargas o carros eléctricos, para mover cajas y plantas. (114) Una innovación que puede reducir el espacio destinado a pasillos y aumentar el

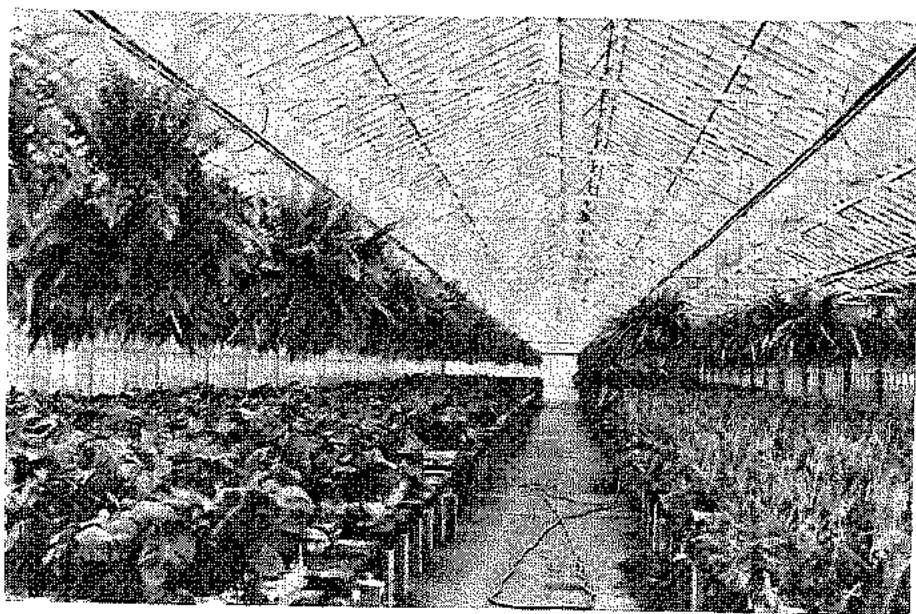


Fig. 2-2 Interior de un invernadero grande, bien manejado, empleado para cultivar plantas de follaje para venta. El uso eficiente del costoso espacio se logra colgando helechos arriba de los bancos. Obsérvese la buena práctica sanitaria de cuidar que la boquilla de la manguera no quede en el piso para evitar que recoja organismos patógenos.

área aprovechable de un invernadero es el uso de bancos con ruedas, que se juntan entre sí, que se separan cuando se hace necesario pasar entre ellos (Fig. 2-3).

La construcción de un invernadero se inicia con la erección de una estructura de tiras de metal o de madera que sostengan los vidrios fijados con masilla. También se hace amplio uso de invernaderos prefabricados, de estructura metálica, que son vendidos por varias compañías.¹ En Europa, y en cierto grado en los EUA, en la construcción de los invernaderos se utiliza un vidrio de tipo translúcido, que tiende a dar luz uniforme, difusa.

La ventilación es necesaria en todos los invernaderos, para dar movimiento al aire y su intercambio con el exterior, como una ayuda para controlar la temperatura y la humedad. En los invernaderos más pequeños se usa un mecanismo manual para abrir las ventilas en la parte superior, pero en la mayoría de las instalaciones más grandes se usan ventiladores de aire forzado controlados por termostatos.

Tradicionalmente los invernaderos han sido calentados con vapor o agua caliente procedentes de una caldera central a través de un banco de tubos (algunos de ellos con aletas, para aumentar la superficie de radiación) situados adecuadamente en el invernadero. En ocasiones también se utilizan en cada unidad calentadores unitarios, con ventiladores para mejorar la

¹ Algunos de los fabricantes de invernaderos comerciales en los EUA son: Double A Truss Mfg. Co., 320 Wetmore, Manteca, Calif. 95336; Ickes-Braun Glasshouses Div., Roper Corporation, P.O. Box 147, Deerfield, Ill., 60015; Lord and Burnham Div., Burnham Corp. Irvington, N.Y. 10533; National Greenhouse, Co., P.O. Box 100, Ill., 62557; Nexus Corporation, 2250 19th Street, Denver, Colo., 80202; Rough Brothers, Inc., P.O. Box 16010, Cincinnati, Ohio 45217.

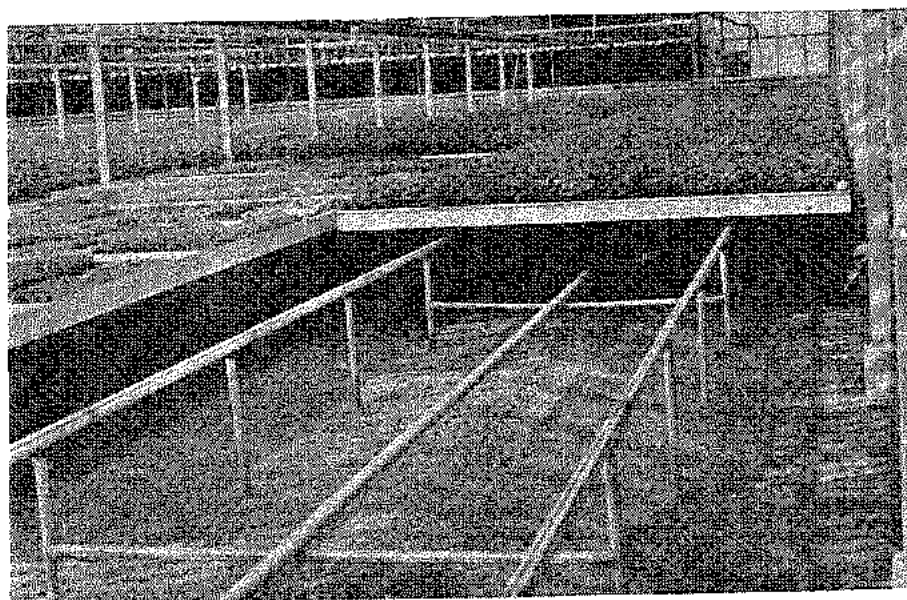


Fig. 2-3 Para un uso más eficiente del costoso espacio de los invernaderos, los bancos se han instalado sobre ruedas a fin de reducir el ancho de los pasillos.

circulación del aire. Si se usan calentadores de petróleo o de gas, sus conductos de escape deben dirigirse al exterior debido a que los productos de la combustión son tóxicos para las plantas. En los invernaderos grandes a menudo se introduce aire calentado a través de grandes tubos de polietileno (de 30 a 60 cm) colgados en la parte superior y que corren a lo largo del invernadero. Perforaciones pequeñas (de 5 a 7.5 cm) distribuidas a lo largo de esos tubos permiten que escape el aire caliente, proporcionando así un calentamiento uniforme en todo el invernadero (véase la Fig. 2-4). Los mismos tubos pueden usarse para proporcionar en el verano ventilación forzada con aire, eliminando la necesidad de tener ventilas laterales y en el techo de operación manual.

El calentamiento solar de los invernaderos se efectúa de manera natural. El costo creciente de los combustibles fósiles ha producido un interés considerable en métodos para conservar la energía solar diurna para calentamiento en la noche. (6, 52, 73, 89, 105) De otra manera, los altos costos de calentamiento pueden llegar a hacer económicamente incostrable el uso de invernaderos durante el invierno en las regiones más frías con relación a su operación en áreas con inviernos relativamente más cálidos. (28, 109) En consecuencia, la mejor conservación del calor en los invernaderos resulta esencial.

En los invernaderos, la mayor parte de las pérdidas de calor ocurren por el techo. Un método para reducir las pérdidas de calor en invierno es instalar en el exterior, sobre el vidrio, una película doble, sellada, de polietileno.² Esta forma de aislamiento es muy efectiva. La dos capas se mantienen separadas por un cojín de aire procedente de un soplador de baja presión. Los ahorros de energía que se obtienen con este sistema son considerables, más de un 50% en combustibles en comparación con los invernaderos convencionales, pero la reducción de la in-

² Algunos proveedores de tableros dobles de polietileno son: Monsanto Chemical Co., St. Louis, Mo.; I.C.C. Industries, Primex Plastic, C Division, Oakland, N.J., 07436.

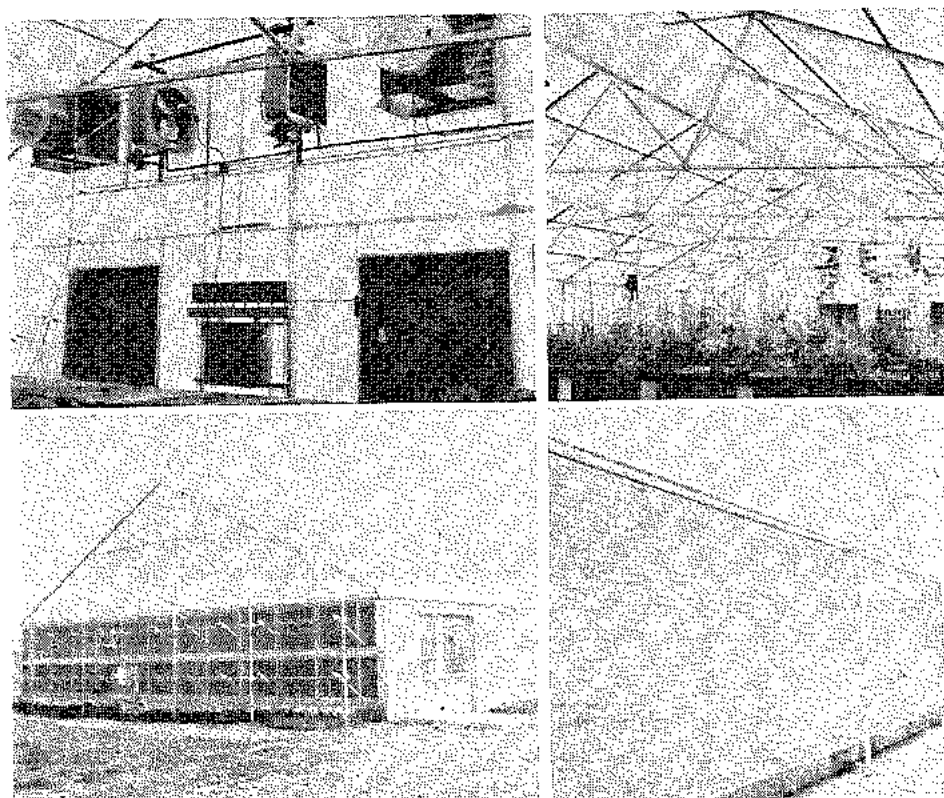


Fig. 2-4 Sistemas de calefacción y enfriamiento completamente automáticos instalados en un invernadero cubierto con fibra de vidrio. Arriba, izquierda: el aire caliente procedente de los calentadores de agua caliente (situados arriba) es soplado a los tubos de distribución de polietileno. Arriba, derecha: los tubos de distribución, que tienen perforaciones espaciadas para dispersar con uniformidad el aire calentado, se extienden a todo lo largo del invernadero. Abajo, izquierda y derecha: la pared frontal y su opuesta del invernadero tiene instalado un cojín humectable (derecha) a cuyo través el aire es jalado por ventiladores para su enfriamiento. Cuando se requiere calentamiento, el movimiento del aire exterior es impedido por tableros de cierre automático (izquierda). Todos los componentes tanto del sistema de calefacción como de enfriamiento están controlados termostáticamente.

tensidad de la luz que produce la doble capa de plástico puede bajar el rendimiento de algunos cultivos de invernadero. (13, 14, 38)

Otro dispositivo que reduce drásticamente las pérdidas de calor son las cortinas térmicas³ móviles (Fig. 2-5), que en la noche se extienden entre el cultivo y el techo y las paredes del invernadero. (50, 98, 104, 110) El aislamiento de la pared norte reduce en forma considerable las pérdidas de calor sin disminuir mucho la luz disponible.

³ Algunos proveedores de mantas térmicas para invernadero y el equipo relativo son: Ball Seed Co., West Chicago, Ill, 60185; Shade Corporations of America, 8232 N. W. 56th, Miami Fla. 33166; y X.S. Smith, Inc., Drewes X, Red Bank, N.J. 07701.

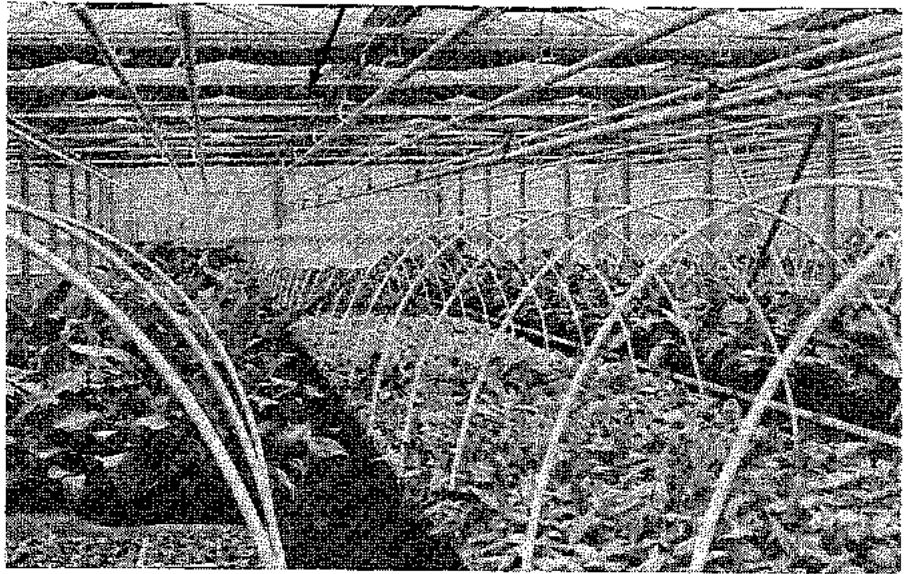


Fig. 2-5 Mantas aislantes móviles colocadas sobre las plantas en un invernadero (véase la flecha). En las noches frías de invierno se cierran automáticamente para conservar calor.

En el verano, los invernaderos pueden enfriarse mecánicamente mediante el empleo de grandes unidades enfriadoras de evaporación, como se muestra en la Fig. 2-4. El sistema de "cojín y ventilador", en el cual en un lado o extremo del invernadero se instala un cojín mojado de algún material, como de excelsior de madera de álamo o de Kool-Cel, y en el otro un gran ventilador de extracción, ha demostrado ser el mejor sistema para enfriar invernaderos grandes. (5)

A menudo, al inicio de una primavera cálida se asperjan los invernaderos con una capa delgada de lechada de cal o de pintura blanca para agua fría (véase la Pág. 461). Esa cubierta refleja gran parte del calor del Sol, impidiendo con ello que la temperatura se eleve en exceso dentro del invernadero. Sin embargo, una cubierta de lechada de cal demasiado gruesa puede reducir la luz a niveles muy bajos que no son convenientes.

Se recomienda que los sistemas de calentamiento y enfriamiento por evaporación de los invernaderos sean controlados por termostatos. Aunque varía con la especie, se recomienda una temperatura nocturna mínima de 13 a 15.5 °C. Los termostatos para los enfriadores por evaporación deben fijarse para que inicien la operación de los ventiladores a unos 24 °C.

Los invernaderos con cubierta de vidrio son costosos, pero para una instalación permanente, a largo plazo es probable que sean más satisfactorios que las cubiertas con plásticos, que requieren ser renovadas en pocos años.

INVERNADEROS CON CUBIERTA DE PLÁSTICO

Las estructuras ligeras cubiertas con materiales plásticos son populares tanto para las instalaciones domésticas pequeñas como para invernaderos comerciales grandes. (77, 96) A escala mundial, el área de los invernaderos cubierta con plásticos es unas tres veces mayor a la cubierta con vidrio. (111) Se dispone, y son de uso general, dos plásticos: polietileno y fibra de vidrio. Ambos son ligeros y más económicos en relación a las cubiertas de vidrio. Su poco peso

permite el empleo de una estructura menos pesada que la necesaria para sostener al vidrio. Un tercer material, el cloruro de polivinilo (PVC), también se usa, pero tiende a oscurecerse prematuramente a la luz solar.

Los invernaderos con cubierta de plástico tienden a ser más herméticos que los cubiertos con vidrio, con un aumento consecuente en la humedad, en especial en invierno y produciendo, en consecuencia, un goteo no conveniente sobre las plantas. Sin embargo, ese problema puede resolverse manteniendo una ventilación adecuada. (24)

POLIETILENO

El polietileno se encuentra ampliamente disponible y es el material de cubierta más barato, pero el de vida más corta. Se descompone en verano y necesita reemplazarse cada uno o dos años, en general, en el otoño en preparación para el invierno. El polietileno resistente a los rayos ultravioleta dura más (de 14 a 30 meses), pero también es más costoso. Se recomienda un espesor de 4 a 6 mils (1 mil = 0.001 plg). Para obtener un mejor aislamiento y menos costos de calentamiento en el invierno existe disponible un material copolímero, de dos capas, inhibido para la luz ultravioleta, que tiene una separación de 2.5. cm entre las capas, llena de aire, y que se mantienen separadas por aire a presión generado por una pequeña compresora. Este material, colocado sobre los invernaderos de vidrio convencionales, reduce en forma considerable las pérdidas de calor en el invierno. (6)

Un invernadero cubierto con polietileno de una sola capa pierde más calor en la noche o en el invierno que uno cubierto con vidrio, debido a que el polietileno permite el paso de la energía calorífica del suelo y de las plantas que están dentro del invernadero, con más facilidad que el vidrio. El vidrio bloquea la mayor parte de la radiación infrarroja, mientras que el polietileno permite su paso. El polietileno se encuentra disponible en anchuras hasta de 12 m. Se debe usar sólo material preparado especialmente para invernaderos. En muchas instalaciones, en especial en áreas de mucho viento, se acostumbra colocar un material de apoyo para la película de polietileno, por lo general, tela de alambre soldada. Ocasionalmente se usan otros materiales como tela de Saran.

El polietileno transmite alrededor del 85% de la luz solar y permite el paso de todas las longitudes de onda necesarias para el crecimiento de las plantas. (101) Hay disponible una película opaca formada por una mezcla de plásticos de polietileno y vinilo. Esta película permanece más flexible a temperaturas invernales bajas que el polietileno, pero es más costosa. Debido a que la temperatura fluctúa menos bajo ella que bajo cubiertas de plástico transparente, es adecuada para el almacenamiento en invierno de plantas cultivadas en maceta.

El polietileno permite el paso del oxígeno y el bióxido de carbono necesarios para los procesos de crecimiento de las plantas, mientras que reduce el paso del vapor de agua.

FIBRA DE VIDRIO

En la construcción de invernaderos se utilizan ampliamente tableros rígidos, corrugados o planos, de resina de poliéster reforzada con fibra de vidrio. Este material es fuerte, de larga duración, liviano y de fácil colocación, estando disponible en una diversidad de anchos, largos y espesores. Se debe usar sólo material transparente, fabricado especialmente para invernaderos, de 0.096 cm de grueso o más, con peso de 12 a 15 g por dm². Cuando este material es nuevo transmite alrededor del 80 al 90% de la luz, pero la transmisión de la luz disminuye con los años,

pudiendo constituir un problema serio. Como los tableros contienen polietileno, todo un invernadero puede ser consumido por el fuego en sólo 10 min. La fibra de vidrio es más cara que el polietileno.

Camas calientes

Una cama caliente, es una estructura pequeña, baja, que se utiliza para los mismos fines que un invernadero. En esas instalaciones pueden iniciarse plántulas y estacas hojosas al comienzo de la estación. El calor se proporciona artificialmente debajo del medio de propagación, usando cables eléctricos para calefacción, agua caliente, tubos con vapor o conductos de aire caliente. Al igual que en el invernadero, se debe prestar mucha atención al sombreado y a la ventilación, así como al control de temperatura y de humedad.

La cama caliente puede consistir en una caja o marco grande de madera, con una tapa inclinada de cierre ajustado, hecha con un bastidor de ventana o de preferencia bastidores ordinarios de invernadero. Esta debe instalarse en un lugar soleado pero protegido y bien drenado. El tamaño del marco generalmente se ajusta al tamaño del bastidor disponible para cubrirlo. El tamaño estándar es de 1 x 2 m. Si para cubierta se usa alguna de las películas de plástico, es posible usar cualquier tamaño que sea cómodo. La estructura puede construirse fácilmente con madera de 2.5 a 5.0 cm, clavada en postes esquineros de 10 x 10 cm encajados en el suelo. Se debe usar madera resistente a la pudrición: de ciprés, sequoia o cedro, y de preferencia debe tratarse con un preservador para madera, como el naftenato de cobre. Este compuesto retarda varios años la pudrición de la madera y no despidе vapores tóxicos para las plantas. En estructuras de madera donde se vayan a cultivar plantas no debe usarse creosota, ya que los vapores que se liberan, particularmente en días cálidos, pueden resultar nocivos para los tejidos vegetales. Hay disponibles publicaciones en que se encuentra detallada la construcción de estas estructuras. (97) En la mayoría de los climas es posible usar las camas calientes todo el año, pero en lugares con inviernos severos, su uso puede quedar restringido a los meses de primavera, verano y otoño.

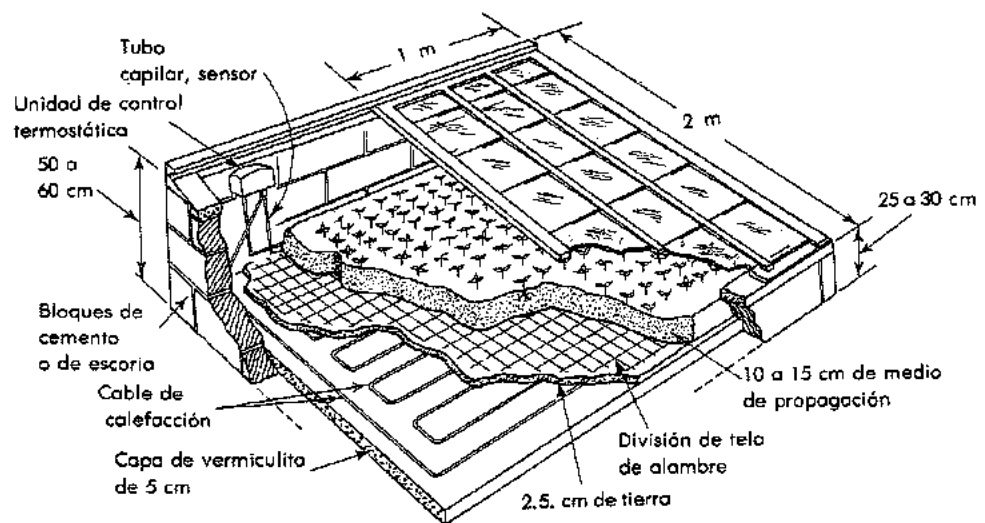


Fig. 2-6 Construcción de un cama caliente mostrando la instalación de un cable de calefacción eléctrica y un termostato. Cortesía de General Electric Co.

Los cables eléctricos para calentamiento de suelo (cubiertos de plomo o de plástico), son bastante satisfactorios para proporcionar calor en el fondo de las camas calientes. El control automático de temperatura puede ser obtenido con termostatos de poco costo. Para una cama caliente de 183×183 cm se necesitan 18.30 m de cable para calefacción. Los detalles de una instalación típica se muestran en la Fig. 2.6. Para tener certeza respecto a su seguridad, la instalación de los cables debe ser efectuada por una persona competente. Algunas veces para el calentamiento del suelo, en especial en Europa, se usan sistemas de bajo voltaje. Un transformador reduce el voltaje ordinario de la línea a 30 V, disminuyendo el riesgo de choque eléctrico. En este caso se emplea como elemento de calefacción alambre de hierro galvanizado del No. 8 o del No. 10, sin recubrimiento, que es de bajo costo. (27, 79)

La cama caliente se llena colocando sobre los cables de 10 a 15 cm de medio para la germinación de semillas, o para enraizamiento. También es posible usar charolas que contengan el medio; estas se colocan directamente sobre una capa delgada de arena que cubra el sistema de alambrado a fin de protegerlo del daño que pueda causarse con las herramientas.

Camas frías (97)

La construcción de una cama fría (Figs. 2-7 y 2-8) es idéntica a la de una cama caliente, excepto que no tiene dispositivos para proporcionar calor en el fondo. Para cubrir la estructura o marco, con frecuencia se usan bastidores estándar para camas calientes de 1×2 m, con vidrios, aunque es posible usar cubiertas más livianas y baratas, usando bastidores cubiertos con polietileno o fibra de vidrio. Los bastidores cubiertos deben cerrar ajustadamente a fin de retener el calor y lograr un alto grado de humedad. Las camas frías deben colocarse en lugares protegidos de los vientos, y construirse en tal forma que la inclinación de las cubiertas quede de norte a sur.

Uno de los usos primordiales de estas estructuras es para el endurecimiento o acondicionamiento de estacas enraizadas o de plántulas, antes de pasarlas al campo, a los surcos de vivero o a macetas. También pueden usarse para iniciar nuevas plantas a fines de primavera, verano u otoño, cuando no se hace necesaria una fuente artificial de calor. En las camas frías sólo se usa el calor del Sol, siendo retenido por las cubiertas transparentes.

Fig. 2-7 Serie de camas frías usadas para iniciar plantas delicadas. Las cubiertas se abren cuando ya no se necesita protección. Kew Gardens, Richmond, Inglaterra.

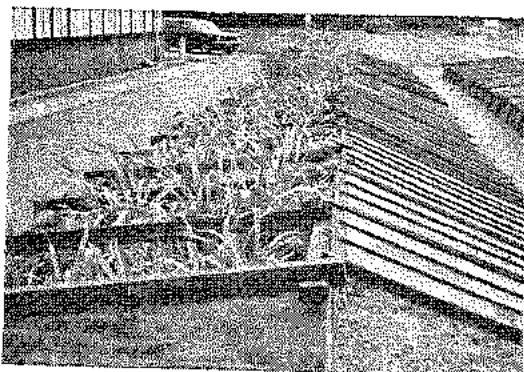


Fig. 2-8 Uso comercial de camas frías cubiertas con vidrio en la propagación por estacas de plantas utilizadas para cubierta del suelo.



Para tener éxito con las camas frías es necesario prestar atención cuidadosa a la ventilación, sombreado, riego y protección invernal. Cuando se colocan por primera vez en las camas frías plantas jóvenes y tiernas, por lo general se mantienen bien cerradas las cubiertas para mantener un alto grado de humedad, pero a medida que las plantas se ajustan al nuevo medio, se pueden levantar gradualmente los bastidores para permitir más ventilación y condiciones más secas. En una cama fría es necesario asperjar con frecuencia las plantas para mantenerlas en condiciones húmedas. Durante el tiempo soleado del verano la temperatura en las camas frías cerradas puede subir a niveles muy altos, a menos que se proporcione ventilación y sombreado adecuado. Para proporcionar protección contra el Sol se pueden usar listones de madera espaciados, bastidores cubiertos con tela o esteras de juncos.

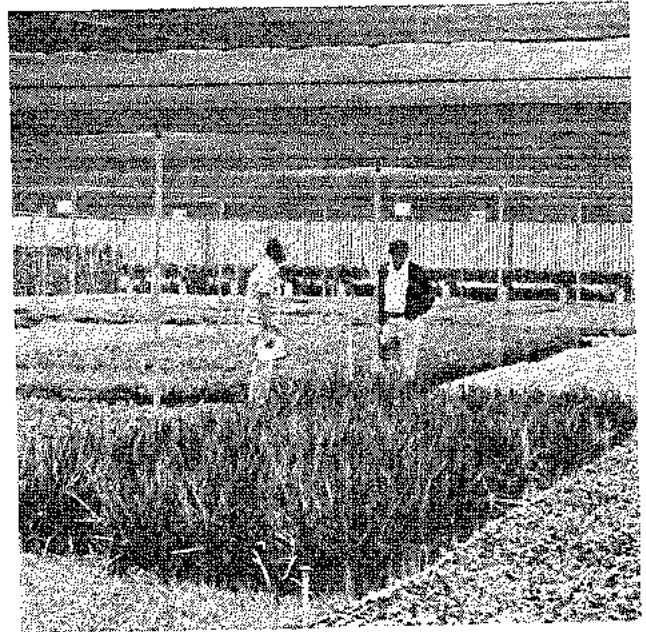
En regiones donde se presentan temperaturas excesivamente bajas, las plantas que se dejan en las camas frías durante el invierno pueden necesitar cubiertas de protección adicionales.

Sombreaderos

Los sombreaderos (Fig. 2-9) proporcionan sombra en el exterior y protegen a las plantas cultivadas en maceta de las altas temperaturas y elevada intensidad luminosa del verano. Reducen la escasez de agua y disminuyen las necesidades de riego de la planta. En la propagación de plantas, los sombreaderos tienen múltiples usos, en particular en relación con el trasplante y el mantenimiento de plantas de sombra o delicadas. En ciertas épocas en que las necesidades de agua son relativamente bajas, un sombreadero se usa sólo para tener en él plantas para exposición y venta.

La construcción de los sombreaderos varía mucho. Hay disponibles sombreaderos de aluminio prefabricados, pero resultan más costosos que las estructuras de madera. Más comúnmente se usan postes de madera o de hierro, empotrados en concreto si es necesario, para soste-

Fig. 2-9 Los sombreaderos a menudo se cubren con tela de Saran o polipropileno para sombrear, sostenida por alambres tendidos entre postes metálicos, pudiendo cubrir una gran extensión.



ner los travesaños. A veces la sombra se proporciona con tiras delgadas de madera de unos 5 cm de ancho, colocadas para dar de uno o dos tercios de cobertura, según las necesidades. De ordinario se cubren tanto los lados como el techo. Para hacer una construcción poco costosa, se pueden usar rollos de cerca para nieve extendidos sobre una estructura.

Los tejidos de plástico, telas de Saran o polipropileno, se usan ampliamente para proporcionar sombra. Estos materiales existen disponibles en diferentes densidades, permitiendo, así, proporcionar a las plantas luz de diversas intensidades. Son livianas y se pueden colocar fijas a alambres gruesos tendidos entre los soportes.

Como una alternativa al sombreado, en regiones que naturalmente tienen veranos frescos, en los días calientes se pueden aplicar riegos de aspersión.

Estructuras diversas para propagación

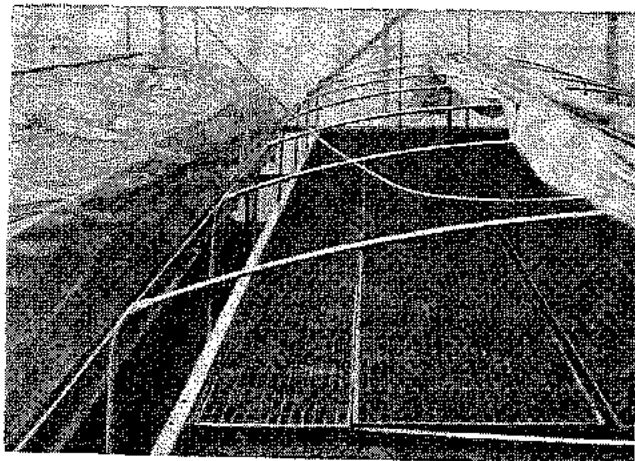
CAJAS CON LUZ FLUORESCENTE

Las plantas jóvenes de muchas especies crecen satisfactoriamente bajo la luz artificial de lámparas fluorescentes o de otras fuentes. Esas unidades pueden usarse para iniciar plántulas y para enraizar estacas. (62) Encerrando las lámparas en cajas, se puede mantener una humedad elevada. En general, los tubos fluorescentes de luz "fría blanca" son preferibles a otros tipos. (60) Con ese equipo, a menudo resulta útil proporcionar calor en el fondo, ya sea con cables para calentar el suelo controlados termostáticamente o colocando una lámpara en el espacio de aire que queda debajo del medio de enraice. Aunque bajo la luz de lámparas fluorescentes pueden lograrse crecimientos adecuados de muchas especies de plantas, rara vez igualan o superan a los que se obtienen en buenas condiciones de invernadero.

ESTRUCTURAS PARA PROPAGACIÓN

Aun en un invernadero, no siempre la humedad es suficiente para permitir un buen enraizamiento de ciertas clases de estacas con hojas. Para que enraicen satisfactoriamente, es posible que se necesiten armazones cubiertos con vidrio o alguno de los materiales plásticos (véase la Fig. 2-10). Existen en la actualidad muchas variaciones de esas estructuras encerradas a las que

Fig. 2-10 Camas cubiertas con polietileno, que se usan en invernaderos para mantener elevada la humedad alrededor de estacas en enraizamiento.



se les denomina cajas Wardian que también son útiles para colocar en ellas injertos terminados de material de vivero pequeño, ya que retienen una humedad elevada durante el proceso de cicatrización.

También es posible colocar sobre un recipiente de estacas a enraizar una campana de vidrio (un frasco grande invertido). En esos dispositivos se puede conservar elevada la humedad, pero tan pronto como empieza el enraice es necesario proporcionar sombra y ventilación. Como se muestra en la Fig. 2-11, es posible colocar bolsas de polietileno sobre un simple armazón de alambre colocado en el recipiente de enraizamiento, para proporcionar así una cubierta barata y mantener una humedad elevada al enraizar unas cuantas estacas.

Al usar todas las estructuras anteriores, se necesita tener cuidado de evitar que aumente el número de organismos patógenos. Las condiciones cálido-húmedas, combinadas con la falta de movimiento del aire y la relativamente baja intensidad luminosa, proporcionan excelentes condiciones para el desarrollo de varios hongos y bacterias. La limpieza de todo el material que se coloque en esas unidades es importante, pero en ocasiones se necesita, además, recurrir al uso de fungicidas (véase la sección sobre sanidad).

MEDIOS PARA LA PROPAGACION Y DESARROLLO DE PLANTAS DE VIVERO

Para la germinación de las semillas y el enraizamiento de estacas se utilizan diversos materiales y mezclas. Para obtener buenos resultados se necesita que el medio reúna las características siguientes: (82)

1. El medio debe ser lo suficientemente macizo y denso para mantener en su lugar las estacas o semillas durante el enraizamiento o la germinación. Su volumen debe mantenerse bastante constante, seco o mojado. Esto es, resulta inconveniente que se contraiga demasiado al secarse.
2. Debe retener suficiente humedad para no tener que regarlo con demasiada frecuencia.
3. Debe ser suficientemente poroso de manera que escurra el agua excesiva, permitiendo una aeración adecuada.
4. Debe estar libre de semillas de malezas, nemátodos y diversos patógenos.

Fig. 2-11 Unidad pequeña para el enraizamiento de unas cuantas estacas. Sobre una estructura formada con dos ganchos de alambre para ropa, se ha colocado una bolsa de polietileno que se dobla debajo de la maceta para proporcionar un buen cierre. Esta unidad se debe colocar en un lugar con bastante luz, pero nunca en luz solar directa, que ocasionaría un sobrecalentamiento dentro de la bolsa.



5. No debe tener un alto nivel de salinidad.
6. Debe poder ser pasteurizado con vapor o sustancias químicas sin que sufra efectos nocivos.
7. Debe proporcionar una provisión adecuada de nutrientes cuando las plantas permanecen en él un largo período.

SUELO

Un suelo está formado por materiales en estado sólido, líquido y gaseoso. Para un crecimiento satisfactorio de la planta, estos materiales deben estar presentes en las proporciones adecuadas.

La parte sólida del suelo está compuesta por formas tanto orgánicas como inorgánicas. La parte inorgánica está formada por los residuos de la descomposición de las rocas maternas, resultantes de los procesos físicos y químicos de intemperización. Esos componentes varían en tamaño, desde la grava hasta las partículas coloidales en extremo pequeñas de la arcilla, siendo la textura del suelo determinada por la proporción relativa de partículas de diferentes tamaños. Las partículas más grandes sirven principalmente como estructura de sostén del resto del suelo, mientras que las fracciones coloidales de arcilla sirven como almacén de los nutrientes que son absorbidos por las plantas. La porción orgánica del suelo está formada por organismos tanto vivos como muertos. Insectos, gusanos, hongos, bacterias y raíces de las plantas, por lo general constituyen la materia orgánica viviente, mientras que restos de esos mismos animales y plantas en diversos estados de descomposición forman la materia orgánica muerta. El residuo de esa descomposición (llamado humus), es en gran parte coloidal y ayuda a la retención de agua y nutrientes.

La parte líquida del suelo, la solución de suelo, está formada por agua que contiene diversas cantidades de minerales disueltos, así como oxígeno y bióxido de carbono en solución. Los elementos minerales, el agua y posiblemente algo de bióxido de carbono entran a la planta con la solución de suelo.

La porción gaseosa del suelo es importante para el buen crecimiento de las plantas. En suelos mal drenados, encharcados, el agua reemplaza al aire, privando con ello a las raíces de las plantas así como a otros microorganismos aeróbicos deseables del oxígeno necesario para su existencia.

La textura del suelo depende de las proporciones relativas de *arena* (partículas de 0.05 a 2 mm/diámetro) *limo* (partículas de 0.05 a 0.002 mm/diámetro) y *arcilla* (partículas de menos de 0.002 mm diámetro). Las principales clases de texturas son: arena, arena limosa, migajón arenoso, migajón, migajón limoso, arcilla limosa y arcilla. Un migajón arenoso típico puede estar formado por 70% de arena, 20% de limo y 10% de arcilla, mientras que una arcilla limosa puede tener 35% de arena, 35% de limo y 30% de arcilla.

En contraste con la *textura* del suelo, que se refiere a la proporción de las partículas individuales del suelo, la *estructura* del suelo se refiere a la disposición o arreglo de esas partículas en toda la masa del mismo. Esos granos individuales de suelo están reunidos en agregados de diversos tamaños y formas. El mantenimiento de una estructura del suelo granular y migajonosa es de mucha importancia. Por ejemplo, cuando se trabajan suelos arcillosos pesados estando húmedos, puede cambiar su estructura de tal forma que los grandes terrones que se producen pueden quedar intactos durante años.

ARENA

La arena consiste en pequeños granos de roca, de 0.05 a 2.0 mm/diámetro, formados como resultado de la intemperización de diversas rocas, dependiendo su composición mineral de aquella de la roca

madre. La arena de cuarzo, que está formada en su mayor parte por un complejo de sílice, es la que en general se usa para fines de propagación. El tipo usado para enjalbegar, de ordinario es el más satisfactorio para el enraizado de estacas. La arena es el más pesado de los materiales que se utilizan como medio de crecimiento de las raíces, pesando alrededor de 1290 kg/m³. De preferencia debe ser fumigada o tratada con calor antes de usarla, ya que puede contener semillas de malezas y organismos patógenos. La arena prácticamente no contiene nutrientes minerales ni capacidad de amortiguamiento químico. Se usa principalmente en combinación con materiales orgánicos.

TURBA

La turba está formada por restos de vegetación acuática, de pantanos, o marismas, que han sido conservados debajo del agua en estado de descomposición parcial. La falta de oxígeno en el pantano hace más lenta la descomposición bacteriana y química del material vegetal. La composición de los diversos depósitos de turba varía mucho, dependiendo de la vegetación de que se originaron, su estado de descomposición, contenido de minerales y grado de acidez. (21, 64, 74, 78)

El U.S. Bureau of Mines reconoce tres tipos de turba: turba de musgo, turba de juncas y turba humosa.

La *turba de musgo* es el menos descompuesto de los tres tipos y se deriva de musgos *Sphagnum*, *Hypnum* y otros musgos. Varía en color, de pardo claro o pardo oscuro. Tiene una alta capacidad para retener humedad (15 veces su peso seco), una acidez elevada (ph de 3.2 a 4.5.) y contiene una pequeña cantidad de nitrógeno (alrededor del 1%), pero poco o nada de fósforo o potasio. Este tipo de turba generalmente procede de Canadá o de Europa, aunque se produce algo en el norte de los EUA.

La *turba de juncas* está formada por los restos de gramíneas, espadañas, juncos y otras plantas de pantano. Este tipo de turba varía considerablemente en composición y color; desde el pardo rojizo hasta casi negro. Su pH es de 4.0 a 7.5. y su capacidad de retención de agua es de alrededor de 10 veces su peso seco.

La *turba humosa* se encuentra en un estado de descomposición tan avanzado que no es posible identificar el material vegetal original. Se puede originar ya sea de musgo *Hypnum* o de turba de juncas. Es de color pardo oscuro a negro, con una baja capacidad de retención de agua, pero con de 2.0 a 3.5% de nitrógeno.

Cuando se usa en mezclas, la turba de musgo, debe despedazarse y humedecerse antes de agregarla a la mezcla. La adición continuada de materiales orgánicos tales como la turba de musgo o el musgo esfagnífero a las mezclas de suelo para invernadero puede ocasionar una disminución en su capacidad para mojarse. El agua no penetrará con facilidad y muchas de las partículas permanecerán secas aún después de regar. No se conoce ningún método para evitar esa falta de humedecimiento, aunque el uso repetido de agentes humectantes comerciales puede mejorar la penetración de agua. (65)

La turba, tal como se usa en propagación, no es un producto uniforme y puede ser fuente de semillas de malezas, insectos e inoculum de enfermedades. La turba debe pasteurizarse junto con los otros componentes del medio de cultivo. (16, 25)

MUSGO ESFAGNÍFERO

El musgo esfagnífero comercial es el producto deshidratado de residuos jóvenes o porciones vivientes de plantas de pantanos ácidos del género *Sphagnum*, como *S. papillosum*, *S. capilla-*

ceum y *S. palustre*. Es relativamente estéril, ligero, y tiene una gran capacidad de retención del agua, siendo capaz de absorber de 10 a 20 veces su peso en agua. Los tallos y los tejidos foliosos del musgo esfagnífero están formados en su mayor parte por grupos de células que retienen agua. Antes de su uso en un medio de propagación o de cultivo, este material es desmenuzado, ya sea a mano o en forma mecánica. Contiene cantidades tan pequeñas de minerales que para que crezcan en él plantas en cualquier lapso de tiempo se requiere añadir nutrientes. El musgo esfagnífero tiene un pH de alrededor de 3.5 a 4.0. Contiene alguna sustancia o sustancias fungistáticas específicas, lo cual explica su capacidad para inhibir el desarrollo del ahogamiento en las plántulas que germinan en el mismo. (26,31)

VERMICULITA

La vermiculita es un mineral micáceo que se expande mucho al calentarlo. Se han encontrado grandes depósitos del mismo en Montana y Carolina del Norte. Químicamente es un silicato hidratado de magnesio hierro-aluminio. Una vez expandida, la vermiculita es muy liviana, pesando de 90 a 150 Kg por m³, de reacción neutral con buenas propiedades de amortiguamiento químico e insoluble en agua. Puede absorber grandes cantidades de agua, de 400 a 500 cm³ por dm³. La vermiculita tiene una capacidad relativamente elevada de intercambio catiónico y así puede mantener nutrientes en reserva y después liberarlos. Contiene suficiente magnesio y potasio para aprovisionar a las plantas.

En el mineral de vermiculita crudo, las partículas están formadas por un gran número de capas muy delgadas, separadas, con cantidades microscópicas de agua atrapadas entre ellas. Cuando se pasa por hornos a temperaturas de casi 1090 °C, el agua se vuelve vapor, separando las capas y formando granos pequeños, porosos, de tipo esponja. El calentamiento a esa temperatura produce una esterilización completa. La vermiculita hortícola se clasifica en cuatro tamaños:

1. Que tiene partículas de 5 a 8 mm/diá;
2. El grado hortícola común, de 2 a 3 mm;
3. De 1 a 2 mm, y
4. De 0.75 a 1 mm.

La vermiculita expandida no debe compactarse cuando esté mojada, ya que la presión destruye su estructura porosa deseable. No use vermiculita que no sea de clase hortícola (tipo para construcción) ya que esta última está tratada con sustancias tóxicas para las plantas.

PIEDRA PÓMEZ

La pómez, químicamente está constituida en su mayor parte por bióxido de silicio y óxido de aluminio, con cantidades pequeñas de hierro, calcio, magnesio y sodio en forma de óxidos. Se obtiene de minas en varias regiones de los estados occidentales de los EUA, encontrándose una de las fuentes en la Sierra Nevada, cerca de Bishop, California. La piedra pómez se clasifica por cribado en diferentes tamaños, pero no es tratada con calor. Aumenta la aeración y el drenaje en las mezclas de suelo y se le puede usar sola o mezclada con musgo turboso. (51).

PERLITA

La perlita (un mineral silíceo de color blanco grisáceo), es de origen volcánico y se extrae de escurrimientos de lava. El mineral crudo se tritura, criba y se calienta en hornos a 760 °C, a cuya temperatura la pequeña cantidad de humedad que existe en las partículas se convierte en vapor, expandiendo las partículas a formar pequeños granos esponjosos, que son muy livianos, pesando sólo de 80 a 130 kg/m³. La alta temperatura de procesamiento proporciona un producto estéril. Ordinariamente, para usos hortícolas se utilizan partículas de 1.6. a 3.0 mm/diá. La perlita absorbe de 3 a 4 veces su peso en agua. En esencia es neutra, con un pH de 6.0 a 8.0, pero sin capacidad de amortiguamiento químico. A diferencia con la vermiculita, no tiene capacidad de intercambio catiónico y no contiene nutrientes minerales. Es muy útil para aumentar la aeración de las mezclas. En combinación con el musgo turboso, la perlita es un medio muy popular para enraizar estacas. (23)

AGREGADOS DE PLASTICOS SINTÉTICOS

Esos materiales se usan, especialmente en Europa, como sustitutos de la arena o la perlita.

Hojuelas de poliestireno expandido mejoran el drenaje y la aeración y disminuyen la densidad aparente. Son químicamente neutrales, no absorben agua y no se pudren.

La *espuma de urea-formaldehído* consiste en partículas esponjosas que tienen una gran capacidad para retener agua y contienen hasta un 30% de nitrógeno, que se va liberando poco a poco en un periodo de varios años. Este material no debe usarse en medios para cultivar plantas sino hasta que haya perdido el olor a formaldehído.

CORTEZA DESMENUZADA, SERRÍN, VIRUTAS DE MADERA

La corteza desmenuzada, el serrín y virutas de madera de palo rojo, cedro, abeto, pino o diversas especies de maderas duras pueden usarse como componentes en las mezclas de cultivo y propagación, sirviendo, en gran parte, igual que el musgo turboso. (21, 33, 69, 71, 80, 117) Es posible que se necesite una cantidad adicional de nitrógeno, suficiente para los requerimientos de descomposición del material, además de la que se usa para las plantas. (118) La tasa de descomposición varía con la clase de madera. Debido a su costo relativamente bajo, su peso liviano y disponibilidad, esos materiales son ampliamente usados en las mezclas de suelo para plantas que se cultivan en macetas, pero hay que agregar nutrientes complementarios. Cuando están frescos, algunos tipos pueden contener materiales tóxicos para las plantas, como fenoles, resinas, terpenos y taninos, de tal manera que es necesario formar con ellos una composta, de 8 a 10 semanas antes de usarlos. (19)

COMPOSTA

La preparación de la composta puede definirse como la descomposición biológica de material orgánica voluminoso en condiciones controladas, que se efectúa en pilas o depósitos. El proceso se efectúa en tres pasos: 1) una etapa inicial, que dura unos cuantos días, en la cual ocurre la descomposición de materiales solubles fácilmente degradables; 2) una segunda etapa, de varios meses, durante la cual ocurren temperaturas elevadas y son desintegrados los compuestos

de celulosa y 3) una etapa final de estabilización en que disminuye la temperatura, y los microorganismos colonizan el material. Los microorganismos comprenden bacterias, hongos, y nematodos, y a menudo pueden encontrarse en gran número en las pilas de composta orgánicos mayores como miriápodos, ácaros del suelo, escarabajos, tisanuros, lombrices, tijeretas, babosas, cochinillas y moscas de la fruta. La composta que se prepara principalmente con hojas tiene un contenido elevado de sales solubles, que inhiben el crecimiento de las plantas, pero que puede disminuirse lixiviando con agua antes de usarlo. (84)

En el jardín doméstico, una mezcla de composta puede resultar útil como material humoso que retiene humedad. Mezclada con el suelo, la composta añade materia orgánica. Para iniciar una composta, las hojas y la basura del jardín se acumulan y se dejan descomponer, de preferencia en un depósito de 1.2 x 2.4 m, con lados inclinados para proporcionar buena aireación. Durante la estación seca se debe añadir agua de tiempo en tiempo. La descomposición se acelera si al agregar material nuevo se esparce un poco de fertilizante nitrogenado entre cada lote. Para asegurar que se efectúe una descomposición uniforme, el material debe revolverse una vez por semana. Varios depósitos son preferibles a uno solo: uno para el material recién iniciado, otro para el material en descomposición y uno más para la composta totalmente descompuesta, lista para usarse. Para la completa descomposición en humus pueden necesitarse de 12 a 24 meses. Debido a que la composta puede contener semillas de malezas y nematodos, así como insectos y organismos patógenos dañinos, de preferencia debe pasteurizarse. (2, 39, 49, 54, 84)

MEZCLAS PARA CULTIVO EN MACETAS

En los procedimientos de propagación, las plantas jóvenes o las estacas enraizadas en ocasiones se plantan directamente en el campo, pero con frecuencia se inician en una mezcla en algún tipo de recipiente. Para el cultivo plántulas jóvenes y de estacas enraizadas, el cultivo en recipiente presenta una alternativa importante para los cultivadores de campo. Para ese propósito se necesitan mezclas especiales para cultivo. (21, 33, 69, 71, 115)

Para obtener mezclas uniformes de mejores texturas, usualmente se añade a un suelo de migajón arena y algo de materia orgánica, como musgo turboso, serrín o corteza desmenuzada. Al preparar estas mezclas, el suelo debe cribarse para uniformarlo y eliminar las partículas grandes. Si los materiales están muy secos se deben humedecer ligeramente. Esto se aplica en particular a la turba, la cual si se mezcla cuando está seca absorbe humedad muy lentamente. Sin embargo, el material de suelo no debe estar mojado y pegajoso. Al hacer la mezcla, los diversos ingredientes pueden ser dispuestos en capas, formando una pila que se voltea con pala. En operaciones en gran escala se utiliza para hacer la mezcla, una mezcladora de concreto con motor, una desmenuzadora de suelo, o un cargador de cucharón.

De preferencia, la preparación de las mezclas de suelo deben hacerse cuando menos un día antes de usarlas. Durante las 24 h siguientes, la humedad tiende a igualarse en la mezcla. La mezcla del suelo debe estar sólo ligeramente húmeda al tiempo de usarse, de manera que no se desmenuce; por otra parte, no debe estar tan húmeda que forme una bola cuando se apriete en la mano. Las mezclas recomendadas para maceta cuando se usa suelo y se mezclan por volumen son:

1. Suelos pesados, como migajones arcillosos o arcillas
 - 2 partes de perlita o arena.
 - 1 parte de suelo.
 - 2 partes de musgo turboso (o corteza desmenuzada, serrín, u hojas preparadas en composta).

2. Suelos de textura media, como migajones limosos
 - 1 parte de perlita o arena.
 - 1 parte de suelo.
 - 1 parte de musgo turboso (o corteza desmenuzada, serrín, u hojas preparadas en composta).
3. Suelos ligeros, como migajones arenosos
 - 1 parte de musgo turboso (o corteza desmenuzada, serrín u hojas preparadas en composta)
 - 1 parte de suelo.

A cada 35 L (un bushel) de las mezclas arriba indicadas añada:

224 g de cal dolomítica.

280 g de superfosfato simple (20%).

(Para plantas que requieren suelos ácidos, sustituya la caliza por sulfato de calcio.)

Después de iniciar nuevas plantas, enraizando estacas o germinando semillas, los productores comerciales de material de vivero cultivan muchas de ellas hasta el tamaño apropiado para la venta en recipientes, usando medios de crecimiento que pueden o no contener suelo. Estas mezclas varían grandemente en la industria de viveros pero, por lo general, incluyen una arena fina mezclada en diversas proporciones con materiales tales como musgo turboso, serrín o corteza desmenuzada de abeto, pino o maderas duras. Dichas mezclas necesitan complementos alimentarios y una alimentación continuada de las plantas hasta que se les establezca en sus sitios permanentes. Por ejemplo, una mezcla que da buenos resultados para plántulas, estacas enraizadas y plantas de camellón está formada por partes iguales de corteza de abeto desmenuzada, musgo turboso, perlita y arena. A esta mezcla se le añade yeso, superfosfato, cal dolomítica y potasa. El nitrógeno se añade posteriormente en el agua de riego.

Resumiendo, en lo general, los viveros han estado cambiando de medios de cultivo basados en migajones, como lo ejemplifican las compostas de John Innes, (3) desarrollados en la década de 1930, a mezclas que incorporan materiales como arena, turba, perlita, vermiculita, serrín y corteza desmenuzada en diversas proporciones. La tendencia a alejarse de las mezclas basadas en migajones se debe a la carencia de suelos uniformes apropiados, los costos adicionales de tener que pasteurizar las mezclas de suelo y los costos de manejo y transporte de la tierra más pesada en comparación con los materiales más ligeros.

MEZCLAS PARA MACETA U.C.

Las mezclas para maceta U.C., las desarrollaron los fitopatólogos y otros investigadores de la Universidad de California en Los Angeles, para proporcionar un medio que pudiera ser preparado con facilidad en cantidades grandes por los viveristas comerciales, como parte de un programa integral de propagación libre de organismos patógenos y de cultivo de esas plantas. (68) Debido a que las mezclas de la U.C., se basan en materiales uniformes, generalmente disponibles y que no requieren preparación previa, se pueden duplicar con facilidad. Los componentes básicos son:

1. Una arena fina de tipo inerte;
2. Musgo turboso finamente desmenuzado, mezclados entre sí en proporciones diversas; más
3. Las mezclas fertilizantes que se describen abajo.

La arena está formada por partículas redondas, limpiadas con aire, de tamaño uniforme y relativamente pequeñas (0.05 a 0.5 mm/diámetro), teniendo así una capacidad de retención de agua bastante elevada. Esa arena no tiende a compactarse aunque las partículas sean pequeñas, debido a su forma redonda y a su uniformidad. La ausencia de partículas de arcilla co-

loidal en la arena tiende a prevenir la compactación o encogimiento. Las desventajas de las mezclas de la U.C., son su peso elevado y la mala aireación y drenaje.

En estas mezclas, el propósito principal del musgo turboso es el de aumentar su capacidad de retención de agua y nutrientes. En una mezcla de cantidades aproximadamente iguales de arena y musgo turboso, la capacidad máxima de retención de agua es de alrededor del 48%.

Los aditivos fertilizantes básicos recomendados (68) para una mezcla U.C., de 50% arena fina y 50% musgo turboso son como sigue:

1. Si la mezcla se va a almacenar durante un periodo indefinido antes de usarla. Este complemento proporciona una cantidad moderada de nitrógeno disponible, pero las plantas pronto necesitan alimentación adicional. Por cada yarda cúbica (0.76 m³) de la mezcla, añádanse:

112 g de nitrato de potasio	3.38 kg de cal dolomítica
112 g de sulfato de potasio	1.13 kg de carbonato de calcio
1.13 kg de superfosfato simple	

2. Si la mezcla se piensa usar a la siguiente semana de haberse preparado. Este complemento disponible suministra nitrógeno, así como una reserva moderada de éste. A cada yarda cúbica (0.76 m³) de la mezcla, añádanse:

1.13 kg de harina de pezuña y cuerno o de sangre (13% de nitrógeno)	1.13 kg de superfosfato simple
	3.38 kg de cal dolomítica
112 g de nitrato de potasio	1.13 kg de carbonato de calcio
112 g de sulfato de potasio	

Si la mezcla se va a almacenar antes de usarse, se omite el nitrógeno orgánico, ya que esas formas orgánicas sufren descomposición durante el almacenamiento, liberando un alto contenido de nitrógeno soluble en agua, que puede dañar a las plantas. La harina de pezuña y cuerno o de sangre pueden sustituirse con otras formas de nitrógeno orgánico, como harinolina (7% de nitrógeno) o residuos grasos de pescado (6 a 10% de nitrógeno), siempre que se proporcione una cantidad de nitrógeno comparable.

Al preparar la mezcla U.C., la arena fina, el musgo turboso desmenuzado y el fertilizante se deben mezclar prolijamente. El musgo turboso debe humedecerse antes de hacer la mezcla. Si se hace bien la mezcla, el musgo turboso no se separará y flotará cuando la mezcla se sature de agua. Esta mezcla, incluyendo al fertilizante, puede ser esterilizada sin riesgo con vapor o sustancias químicas, sin los subsecuentes efectos dañinos para las plantas que a menudo se presentan cuando se esterilizan otros suelos o mezclas.

Si a una mezcla se añaden cantidades grandes de superfosfato, éste puede contener como impurezas cantidades tóxicas de fluoruros. Sin embargo, el fluoruro puede "fijarse" en una forma insoluble con la adición de cal. (87)

LAS MEZCLAS CORNELL PEAT-LITE

Las mezclas Cornell Peat-Lite son "suelos" artificiales usados principalmente para la germinación de semillas y para el cultivo en recipientes de plantas para cantero y plantas anuales. (17, 87) Los componentes son livianos, uniformes y fácilmente obtenibles, con características físicas y químicas apropiadas para el crecimiento de las plantas. Con esas mezclas se han obtenido excelentes resultados y existen disponibles muchas preparaciones comerciales⁴ listas para usarse.

⁴ Burpee Planting Formula, Burpee Seed Co., Burpee Bldg., Warminster, Pa. 18974; Pro-Mix, Premier Brands, Inc., Madison Av., New York, N.Y., 10017; Terra-Lite, W.R. Grace & Co., Cambridge, Mass. 02140.

(94) Las mezclas de este tipo tienen la importante ventaja de que por lo general no requieren de ninguna descontaminación antes de su uso. Sin embargo, es conveniente pasteurizar el musgo turboso antes de usarse para evitar cualquier inoculum de enfermedades o de otras plagas de las plantas.

Peat-Lite mezcla A; para preparar 0.9 m³ (1 yarda cúbica):

0.39 m³ de musgo esfagnífero alemán o canadiense, desmenuzado.

0.39 m³ de vermiculita de grado hortícola (Núms. 2 o 4).

2.25 kg de caliza finamente molida (de preferencia dolomítica).

0.45 a 0.9 kg de superfosfato simple (20%), de preferencia pulverizado.

0.45 kg de nitrato de calcio.

84 g de elementos menores "desmenuzados" (FTE 555).

56 g de secuestrene de hierro (330).

84 g de agente humectante.

Peat-Lite mezcla B (igual que la A, excepto que se usa perlita hortícola en lugar de vermiculita).

Peat-Lite mezcla C (para germinar semillas):

0.35 m³ de musgo esfagnífero alemán o canadiense, desmenuzado.

0.35 m³ de vermiculita de grado hortícola Núm. 4, (fina).

42 g de nitrato de amonio.

42 g de superfosfato (20%), pulverizado.

210 g de caliza dolomítica, finamente molida.

Los materiales deben mezclarse muy bien, poniendo especial atención de mojar el musgo turboso al hacer la mezcla. Agregando un agente humectante no aniónico, como *Aqua-Gro* (28 g para 22.7 L de agua) en el humedecimiento inicial, ayuda a mojar el musgo turboso.

Para añadir micronutrientes a las mezclas hay disponibles materiales de marcas registradas como *Esmigran*, *FTE 555* o *Micromax*, que contienen una combinación de ellos. Si las plantas van a dejarse crecer durante un tiempo largo, resulta útil agregar al suelo un fertilizante de liberación lenta, como *Osmocote*, *Mag Amp* o *Nutriform*.

TRATAMIENTOS DE PRESEMBRA PARA EL SUELO Y LAS MEZCLAS DE SUELO

Los suelos pueden contener semillas de malezas, nematodos y diversos hongos y bacterias dañinas para los tejidos vegetales. El llamado "ahogamiento", que se encuentra comúnmente en las almácigas es causado por hongos del suelo, como de las especies *Pythium*, *Phytophthora*, *Rhizoctonia* y *Fusarium*. Para evitar las pérdidas que causan esos organismos patógenos, es recomendable tratar el suelo o las mezclas que tienen suelo y hojas, antes de usarlos.

Para eliminar malezas, insectos, nematodos y organismos patógenos, el suelo puede calentarse o tratarse con sustancias químicas. El calentamiento de mezclas de suelo ricas en hojas o composta, acelera la descomposición de la materia orgánica, en especial si está parcialmente descompuesta y conduce a la formación de compuestos químicos tóxicos que necesitan lixiviar-se con agua o bien retrasar la siembra de tres a seis semanas. Los materiales no descompuestos, como los tipos pardos de musgo turboso, son poco afectados.

Algunos de los complejos compuestos químicos del suelo son descompuestos por el calor (más de 85 °C), aumentando la cantidad de sales solubles de nitrógeno, manganeso, fósforo, potasio y otras. Algunas de ellas, en particular el nitrógeno en forma amoniacal, puede estar presente durante las primeras semanas después del tratamiento con calor en cantidades tales que resultan tóxicas para las plantas, en especial en mezclas que son ricas en formas orgánicas de nitrógeno. Después el amoníaco se convierte a nitrógeno nítrico, que llega a un máximo en

unas seis semanas. La adición de superfosfato a la mezcla de suelo resulta útil para fijar el exceso de manganeso liberado durante el calentamiento, en particular en suelos ácidos, evitando así los daños por toxicidad del manganeso.

Tratamiento con calor

Aunque comúnmente se ha usado el término "esterilización" del suelo, un término más correcto es "pasteurización", ya que los procesos de calentamiento recomendados no matan a todos los organismos. (7, 8, 9, 10, 11)

Por lo general, la pasteurización de los medios de crecimiento con vapor es preferible a la fumigación con productos químicos. Después del tratamiento con calor, es posible usar el medio mucho más pronto. El vapor no es selectivo de las plagas, mientras que las sustancias químicas son altamente selectivas. El vapor es muchos menos peligroso de usar que los fumigantes químicos, tanto para las plantas como para los operadores. Las sustancias químicas no se vaporizan bien a temperaturas bajas, pero la pasteurización con vapor puede usarse en medios fríos y mojados.

El calor húmedo es ventajoso. Se puede inyectar directamente al suelo de depósitos cubiertos en bancos con tubos perforados colocados de 15 a 20 cm debajo de la superficie. Al calentar el suelo, que debe estar húmedo pero no mojado, la recomendación estándar es usar una temperatura de 82 °C durante 30 min, ya que este procedimiento mata a la mayoría de las bacterias y hongos dañinos así como a nematodos, insectos y a la mayoría de las semillas de malezas, como se indica en la Fig. 2-12. Sin embargo, resulta más recomendable una temperatura más baja, como de 60 °C durante 30 min, debido a que mata a organismos patógenos, pero deja a muchos organismos que impiden el crecimiento explosivo de los organismos dañinos si ocurre una recontaminación. La temperatura más baja también tiende a evitar problemas de toxicidad, como la liberación excesiva de amoníaco y nitritos, así como los daños por manganeso, (15, 108 112), que se presentan con temperaturas elevadas del vapor.

Mezclando aire con vapor (vapor aireado) en proporción de 4.1 a 1 por volumen, se obtiene una temperatura de 60 °C. (11) Esta temperatura no mata a muchas de las semillas de malezas, pero si se mantiene por 30 min y el suelo está húmedo, mata a la mayoría de las bacterias y hongos patógenos. El diseño del equipo para mezclar aire y vapor en las proporciones adecuadas presenta algunas dificultades, pero se ha desarrollado equipo eficiente. (1, 20 43)

Para pasteurizar cantidades de suelo de hasta 0.4 m³ hay en uso calentadores eléctricos. Los hornos de microondas pueden usarse con efectividad para cantidades pequeñas de tierra. Estos no tienen el efecto secador del calentamiento en hornos y mata insectos, organismos patógenos, semillas de malezas y nematodos.

Fumigación con sustancias químicas

La fumigación química mata organismos en las mezclas de propagación sin alterar sus características físicas y químicas al grado que ocurre con los tratamientos con calor. (75,99)⁵

⁵ Para ajustarse a los usos permitidos deben seguirse las instrucciones dadas en las etiquetas de los pesticidas.

La cloropicrina y el bromuro de metilo son materiales de empleo peligrosos, en especial en lugares cerrados. Deben aplicarse sólo por personas entrenadas en su uso y las cuales deberán tomar las precauciones indicadas en el envase o en la literatura que lo acompañe.

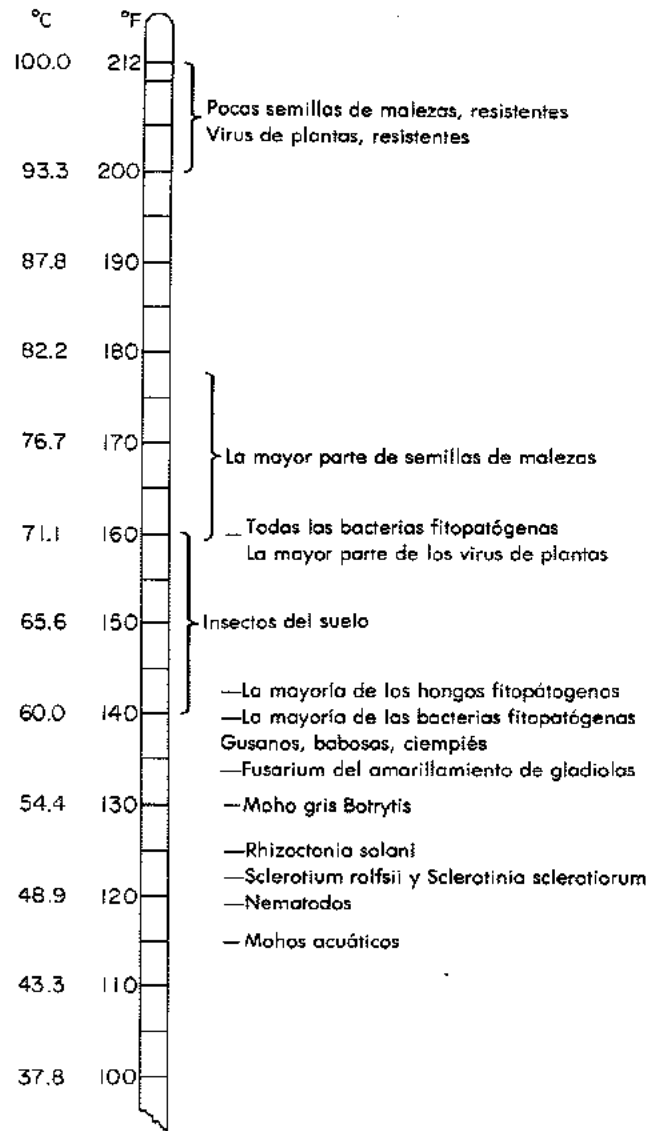


Fig. 2-12 Temperaturas del suelo necesarias para matar semillas, insectos y diversos organismos patógenos de las plantas. Las temperaturas dadas son para exposiciones de 30 min en condiciones húmedas. Tomado del Manual 23, (7) de la University of California, Division of Agricultural Sciences.

Sin embargo, después de la fumigación química puede aumentar la producción de amoníaco debido a la remoción de organismos antagónicos de las bacterias amonificadoras. Para obtener resultados satisfactorios, las mezclas deben estar húmedas (entre el 40 y el 80% de su capacidad de campo) y a temperaturas de 18 a 24 °C. Después de la fumigación química, hay que dejar transcurrir de dos días a dos semanas, dependiendo del material, para que se disipen los humos.

FORMALDEHIDO

El formaldehído es un buen fungicida, con buen poder de penetración. Mata algunas semillas de malezas, pero no es confiable para matar nematodos o insectos. Se aplica al suelo usando una mezcla de 3.8 L de formalina comercial (con 37% de concentración) en 190 L de agua, aplicándola al suelo a razón de 21 a 42 L/m². El área tratada debe ser cubierta de inmediato con material que no deje pasar el aire y dejarse así 24 h o más. Después de ese tratamiento, se deben dejar pasar unas dos semanas para que se seque y se airee, pero no se debe sembrar en el suelo antes que se haya disipado el olor del formaldehído.

Para tratamientos en pequeña escala, se puede aplicar formalina comercial a razón de 2-1/2 cucharadas por bushel (35 L o dm³) de una mezcla de suelo ligera o 1 cucharada para una caja estándar. Dilúyase con cinco a seis partes de agua, aplíquese al suelo y mézclese bien. Déjela reposar 24 h, plante las semillas y riegue muy bien.

CLOROPICRINA (GAS LACRIMÓGENO)

La cloropicrina es un líquido que ordinariamente se aplica con un inyector, colocando de 2 a 4 ml en hoyos de 7.5 a 15 cm de profundidad, espaciados de 23 a 30 cm entre sí. También puede aplicarse a razón de 5 ml por bushel de suelo (35 L). La cloropicrina se convierte en un gas que penetra en el suelo. El gas debe ser confinado asperjando el terreno con agua y cubriéndolo luego con material que no deje escapar el aire, que se deja en su sitio durante tres días. Antes de plantar en el suelo tratado se deben dejar transcurrir de siete a diez días para que se efectúe una buena aireación. La cloropicrina es efectiva contra los nematodos, algunas semillas de malezas, verticillium y la mayoría de otros hongos resistentes. Los humos de cloropicrina son muy tóxicos para los tejidos vegetales vivientes.

BROMURO DE METILO

El bromuro de metilo es un material inodoro, muy volátil y tóxico para los humanos. Debe mezclarse con otros materiales y aplicarse por personal entrenado en su uso. La mayoría de los nematodos, insectos, semillas de malezas y algunos hongos, son destruidos por el bromuro de metilo, pero no el verticillium. A menudo se usa inyectando el material contenido en recipientes presurizados a vasijas abiertas colocadas debajo de una película de plástico que cubre el terreno que se va a tratar. La cubierta se sella alrededor con tierra y debe mantenerse en su sitio durante 48 h. La penetración es muy buena y sus efectos se extienden a unos 30 cm de profundidad. Para tratar suelo a granel o en montón, se aplican 333 ml por m³ o 0.6 kg por m³.

MEZCLAS DE BROMURO DE METILO Y CLOROPICRINA

Hay productos de marca registrada que contienen tanto bromuro de metilo como cloropicrina. Esas combinaciones son más efectivas que cualquiera de los dos materiales aislados para el combate de malezas, insectos, nematodos y organismos patógenos que viven en el suelo. Después de la aplicación de las mezclas de bromuro de metilo-cloropicrina se requiere un periodo de aireación de 10 a 14 días.

VAPAM®

El Vapam® (dihidrato N-metiltiocarbamato sódico) es un fumigante del suelo, soluble en agua, que extermina malezas, semillas de malezas en germinación, la mayoría de los hongos del suelo y, en condiciones apropiadas, nematodos. Sufre una descomposición rápida y produce un gas muy penetrante. El Vapam® se aplica esparciéndolo en la superficie del suelo, mediante los sistemas de riego o con equipo estándar de inyección. Para la fumigación de almácigos, se usan 0.95 L de la formulación líquida de Vapam® disuelta en 7.6 a 11.4 L de agua, repartidos uniformemente en una superficie de 9 m². Después de la aplicación, en Vapam® se sella con agua adicional o con un rodillo. El suelo puede sembrarse tres semanas después de la aplicación. Aunque el Vapam® tiene una toxicidad relativamente baja para los humanos, se debe cuidar de evitar inhalar los vapores o que la solución salpique la piel.

MEZCLAS D-D

Mezclas D-D (1,3-dicloropropeno + 1,2-dicloropropano). Es un fumigante del suelo bastante usado en el control de nematodos en los campos para viveros. La dosis usual es de 1438 a 2157 L/ha y se requieren de una a dos semanas de aeración antes de iniciar las plantaciones.

SOLUCIONES FUNGICIDAS PARA SUELOS

Las soluciones fungicidas para suelos se pueden aplicar al terreno en que estén creciendo plantas jóvenes, o donde se van a plantar, para inhibir el desarrollo de muchos hongos del suelo. Estos materiales pueden aplicarse al suelo o a las plantas. De preferencia, antes de la aplicación se debe añadir a esos materiales un agente humectante. Al usar esas sustancias químicas es muy importante que se lean y sigan con todo cuidado las instrucciones del fabricante así como probar las sustancias en un pequeño número de plantas antes de hacer aplicaciones a gran escala. Algunos ejemplos de esos materiales son:

Diazoben (sulfonato diazosódico de *p*-dimentilaminobenceno) controla a los mohos acuáticos *Phytophthora* y *Pythium*.

Benomyl es un fungicida sistémico que inhibe el crecimiento de organismos patógenos del suelo como *Rhizoctonia*, *Cylindrocladium*, *Fusarium* y *Verticillium*. Es inefectivo contra los mohos acuáticos *Phytophthora* y *Pythium*. Para uso en plantas ornamentales existe disponible un polvo humectable al 50%.

El *Captano* añadido a los medios para enraice o macetas en concentración de unas 500 ppm es efectivo contra *Pythium* y *Fusarium*, pero sólo produce una pequeña inhibición de *Rhizoctonia*. Empapando las estacas que se están haciendo enraizar bajo niebla cada dos semanas con Captano a razón de 236 g en 100 L de agua ayuda a controlar organismos patógenos. Después de empapar con el fungicida, lávese con agua el material excedente de las hojas.

El *Truban* incorporado al medio de enraizamiento a razón de unas 50 ppm, da un buen control de *Pythium* y *Phytophthora* y cierto control de *Fusarium* y *Rhizoctonia*.

PRACTICAS SANITARIAS EN LA PROPAGACION

Durante el proceso de propagación, en ocasiones las pérdidas de plántulas, estacas enraizadas y plantas injertadas de vivero, debidas a las infestaciones de diversos organismos patógenos y de

insectos dañinos, pueden ser devastadoras, en especial en las condiciones cálido-húmedas que se tienen en los invernaderos. (36, 61, 70, 76, 83) Es preferible, con mucho, trabajar en un medio libre de organismos patógenos y de insectos, que estar de continuo tratando de suprimir esas plagas en plantas infectadas, así como propagar y cultivar plantas haciendo un uso continuo de pesticidas.

En años recientes, se ha venido aceptando ampliamente la importancia de las prácticas sanitarias, reconociéndolas como una parte esencial de las operaciones del vivero. Algunos grandes viveros tienen programas detallados del manejo de plagas, con cuadrillas supervisadas por fitopatólogos y entomólogos entrenados. (22) Esos programas tratan principalmente de la prevención de las enfermedades y de evitar los problemas de insectos, ácaros y malezas. (El combate de virus se trata en el Cap. 8.)

La mejor manera de eliminar organismos patógenos y otras plagas es mantener vigilancia en los lugares y medios por los que pueden entrar y convertirse en problema durante las labores de propagación, como se indica a continuación:

1. Las instalaciones físicas de propagación, macetas, caja, navajas, podas, superficies de trabajo, mangueras, bancos de invernaderos y similares.
2. El medio de propagación: Las mezclas para enraizamiento y desarrollo para estacas y plántulas.
3. El material vegetal que se usa en la propagación: Semillas, material para estacas, material de patrón e injerto.

Si de cada una de esas áreas se eliminan organismos patógenos y otras plagas, es probable que se puedan propagar y cultivar las plantas jóvenes hasta el tamaño apropiado para su venta sin infestaciones de enfermedades, insectos o ácaros. Los organismos patógenos, que es más probable que ocasionen enfermedades durante la propagación, son especies de *Pythium*, *Phytophthora*, *Fusarium*, *Cylindrocladium*, *Thielariopsis*, *Sclerotinia* y *Rhizoctonia solani*. Todos ellos son organismos que viven en el suelo y que atacan a las raíces de las plantas. Se les controla mejor con la pasteurización de las mezclas de propagación y de cultivo, la limpieza general de las plantas y las instalaciones, evitando el riego excesivo, con un buen drenaje de las aguas excedentes y, de ser necesario con el uso de los fungicidas apropiados. (72, 102)

Instalaciones físicas de propagación

El sitio en que se efectúe la propagación (preparación de estacas, siembra de semillas, ejecución de injertos), debe ser un cuarto iluminado, fresco, separado por completo de las áreas en que se hagan las operaciones de mezcla de suelo, almacenamiento de macetas y cajas de cultivo y de otras operaciones. En ese cuarto, el tránsito y los visitantes deben mantenerse a un mínimo. Al final de cada día de trabajo se debe limpiar toda la tierra y los restos de plantas, lavar los pisos con manguera y las superficies de trabajo con una solución de formaldehído (1 parte de formaldehído del 37% en 50 partes de agua) o de hipoclorito de sodio (Clorox, diluido 1 parte en 9 de agua).

Las cajas y macetas que entren a ese cuarto deben ser lavadas cuidadosamente, y si se han usado con anterioridad, esterilizadas con vapor o alguna sustancia química, como ejemplo un remojo de 30 min en hipoclorito de sodio (Clorox) en proporción de 1 a 9. No se debe permitir

la entrada al área de propagación de cajas o macetas sucias. La navajas, tijeras y otro equipo usado en la propagación debe ser esterilizado periódicamente durante el día de trabajo sumergiéndolo en un desinfectante.

En invernaderos, camas frías y sombreaderos, las áreas de propagación bajo niebla y de cultivo deben conservarse limpias y los restos de plantas muertas deben ser retirados. Las superficies de los bancos y la estructura deben ser pintadas anualmente con naftenato de cobre al 2%, proporcionando con ello superficies de autodesinfección que ayudan a controlar algas, hongos y bacterias. El agua que se usa en los nebulizadores debe estar libre de organismos patógenos.

Medio de propagación

Debido a ciertos componentes de las mezclas de propagación, en particular las hojas, el suelo, arena y el musgo turboso (16, 25) pueden contener organismos patógenos dañinos, se les debe pasteurizar, de preferencia con vapor aireado, (11, 43) o con sustancias químicas antes de llevarlos a un área de propagación "limpia". Los recipientes (depósitos, cajas, macetas) para esas mezclas pasteurizadas desde luego que deben haber sido tratadas para eliminar de ellos los organismos patógenos. Nunca ponga una mezcla pasteurizada en recipientes sucios.

Los materiales nuevos como vermiculita y perlita, que han sido tratados con calor durante su manufactura, no necesitan pasteurizarse sino hasta que se vuelvan a usar.

Material vegetal

Al seleccionar material para propagación, use solo aquellas plantas madres que estén libres de enfermedades e insectos. Algunos viveros mantienen lotes de plantas madres, que se conservan meticulosamente "limpias". Sin embargo, las plantas madres en particular susceptibles a las enfermedades, como euonymus, pueden asperjarse con un fungicida apropiado varios días antes de tomar las estacas.

Es mejor tomar el material para estacas de la parte superior de las plantas madres en lugar de hacerlo cerca del suelo, en donde es posible que el material esté cubierto con organismos patógenos del terreno.

A medida que se reúne el material para estacas se debe colocar en bolsas de plástico nuevas, o en bolsas usadas que hayan sido lavadas y enjuagadas en una solución de cloro (30 mg/L).

Después de haber hecho las estacas y antes de encajarlas en las cajas se les debe sumergir en una solución de cloro débil (5 mg/L), seguida de otra inmersión en una solución fungicida (como de Captano a razón de 3.5. g/L).

FERTILIZANTES COMPLEMENTARIOS

Aun con una buena mezcla de suelo, completada con la adición de nutrientes minerales, el cultivo continuado de plantas en macetas requiere, a intervalos, de minerales complementarios, en especial nitrógeno. En particular a las mezclas artificiales, que no tienen suelo, se les debe añadir fertilizantes.

Un programa satisfactorio de alimentación para el cultivo de plantas en recipientes es combinar un fertilizante seco lentamente disponible en la mezcla original de suelo con un fertilizante líquido aplicado con intervalos cortos durante la estación de crecimiento o con fertilizantes de liberación controlada, añadidos en cobertera con ciertos intervalos, según se haga necesario. (37)

De los tres elementos mayores, nitrógeno, fósforo y potasio, el nitrógeno es el que tiene más influencia sobre la cantidad de desarrollo vegetativo. Algunos de los fertilizantes orgánicos que proporcionan nitrógeno son las harinas de sangre o de pezuña y cuerno aplicadas a razón de 1 cucharadita colmada a una planta que esté creciendo en un recipiente de 3.8 L (1 gal). De harinolina se debe agregar el doble.

Para proporcionar nitrógeno, fósforo y potasio en forma seca, se recomienda la adición de 2 cucharaditas colmadas de la mezcla siguiente: (68) para plantas que estén creciendo en recipientes de 3.8 L.

1.8 kg de harina de pezuña y cuerno o de sangre
1.8 kg de superfosfato simple
0.45 kg de sulfato de potasio

Como complemento de lo anterior, es conveniente proporcionar durante la estación de crecimiento y a intervalos semanales un alimento inorgánico diluido. Una solución simple se puede preparar disolviendo 1 cucharadita de nitrato de potasio y 1 cucharadita de nitrato de amonio en 3.8 L de agua. También se obtiene una solución satisfactoria añadiendo a 3.8 L de agua 2 cucharaditas de un fertilizante mezclado, como 10-6-4. Una solución completa para fertilizar plantas cultivadas en macetas es la siguiente:

agua	380 L
nitrato de amonio (o urea)	168 g
fosfato monoamónico	168 g
nitrato de potasio	168 g

Para operaciones a gran escala, resulta más práctico preparar un líquido concentrado e inyectarlo al sistema regular de riego usando un proporcionador. (18) Para ello, se puede usar una fórmula nutriente concentrada como la que se muestra en seguida, pero como las formas solubles de fósforos son caras, esta sustancia puede agregarse como superfosfato a la mezcla de suelo y sólo usar nitratos de potasio y de amonio en el concentrado líquido. En ocasiones se añaden colorantes indicadores que sirvan como guía visual del flujo del fertilizante. La siguiente fórmula de nutrientes concentrados se usa en operaciones en gran escala:

agua	38 L
nitrato de amonio	6.75 kg
fosfato monoamónico ⁶	1.8 kg
cloruro de potasio	2.7 kg

Las sustancias indicadas deben quedar muy bien disueltas. *Antes de aplicarse a las plantas ese concentrado debe ser diluido, usando 1 parte en 200 de agua.* Algunos viveros usan una combinación de abonado en cobertera con fertilizantes secos, más alimentación líquida a través del

⁶ En ocasiones se usa en su lugar ácido fosfórico, ya que éste ayuda a controlar el pH en el agua de riego. Un pH final de alrededor de 6.7 es satisfactorio.

sistema de riego. En los viveros grandes se hacen análisis periódicos de las mezclas de suelo y del agua de riego para asegurarse que se está manteniendo el nivel de nutrientes adecuado. Los niveles de nutrientes satisfactorios en el agua de riego son los siguientes:

nitrógeno	100-200 ppm
fósforo	20 ppm
potasio	100 ppm

Fertilizantes de liberación controlada

Los fertilizantes de acción controlada proveen nutrientes a las plantas, gradualmente, en un período largo y reducen la posibilidad de daños por una aplicación excesiva. (55, 66, 67, 107, 113) Sin embargo, son costosos y se usan principalmente en plantas de maceta con alto valor.

Hay tres tipos de fertilizante de liberación lenta: 1) gránulos o pelets recubiertos, solubles en agua; 2) materiales inorgánicos que son lentamente solubles y 3) materiales orgánicos de baja solubilidad que se descomponen poco a poco por acción biológica o por hidrólisis química.

Como ejemplos del tipo recubierto se pueden citar Osmocote y la urea cubierta de azufre. Los pelets de Osmocote contienen fertilizantes solubles en membranas formadas por resina y varios polímeros. Después de cierto tiempo, de tres a cuatro meses, el fertilizante se llega a difundir por completo. Los gránulos de urea cubierta con azufre están formados por urea recubierta con una mezcla de azufre y cera, consistiendo en 82% de urea, 13% de azufre y 2% de cera.

Otro ejemplo de fertilizante de tipo inorgánico, lentamente soluble es MagAmp (fosfato de amonio y magnesio), un material inorgánico de solubilidad lenta. Añadido a la mezcla de suelo, aporta nutrientes hasta durante dos años. De manera similar, la frita de vidrio potásica es un vidrio un poco suave que proporciona potasio lentamente en cantidades adecuadas hasta por 18 meses.

Un ejemplo de los fertilizantes orgánicos de liberación lenta es la urea-formaldehído (UF) que aporta nitrógeno lentamente durante un tiempo largo. (56) Otro de ellos es la isobutilidene diurea (IBDU) que es un producto de condensación de urea e isobutilaldehído, que contiene 31% de nitrógeno.

Los mecanismos de difusión y/o descomposición de todos estos productos no están bien comprendidos.

SALINIDAD EN LAS MEZCLAS DE SUELO

La cantidad excesiva de sales en las mezclas de propagación o cultivo o en el agua de riego (más de 2 milimho por cm)⁷ puede reducir el crecimiento de las plantas, quemar el follaje o hasta matar las plantas (29, 30, 32, 55, 90). Los programas de fertilización también contribuyen a la

⁷ Los niveles de salinidad en los extractos acuosos de suelo (método de extracto de saturación) puede medirse por su conductividad eléctrica usando un "Solubridge". Las lecturas son expresadas en milimhos por centímetro. Las lecturas inferiores a 2 (1400 ppm) indican que no hay problema de salinidad; lecturas muy superiores a 4 indican un nivel en el cual es probable que la mayoría de las plantas sean afectadas. Cuando la lectura es de más de 8, sólo crecerán plantas tolerantes de las sales

acumulación de sales. La sobrefertilización produce con rapidez síntomas de salinidad, empezando con el marchitamiento del follaje y de las puntas así como quemaduras de los márgenes de las hojas. Esos síntomas pueden ser acompañados por una acumulación de sales blancas sobre el medio. Para impedir la acumulación de sales, periódicamente se deben lixiviar con agua los recipientes o cajas. Si el agua de riego contiene 250 ppm de sales, la lixiviación debe hacerse cada 12 semanas; para 500 ppm cada seis semanas y para 1000 ppm cada tres meses. Además no deben usarse fertilizantes que contribuyan a incrementar la salinidad, por ejemplo, úsese nitrato de potasio en lugar de cloruro. Entre las distintas especies de plantas existe una amplia variabilidad respecto a la tolerancia a las sales. Algunas, como *Araucaria*, *Bougainvillea* y *Callistemon* tienen una tolerancia muy elevada, mientras que otras como *Rosa*, *Mahonia* y *Photinia*, son en extremo sensibles a ellas. (32, 93)

CALIDAD DEL AGUA

La calidad del agua es un factor de importancia en el enraizado de estacas, la germinación de semillas y el cultivo de plantas jóvenes. (29, 53)

Para obtener buenos resultados, el contenido total de sales solubles en la provisión de agua no debe exceder de 1400 ppm (aproximadamente 2 milimhos por cm). El agua de mar contiene en promedio 35 000 ppm. Las sales son combinaciones de cationes como sodio, calcio y magnesio con aniones como sulfato, cloruro y bicarbonato. El agua que contiene una alta proporción de sodio respecto al calcio y magnesio puede afectar adversamente las propiedades físicas y las tasas de absorción de los suelos y no deben usarse para riego.

Aunque en sí mismas no son perjudiciales para los tejidos vegetales, las llamadas "aguas duras" contienen cantidades relativamente grandes de calcio y de magnesio (como bicarbonatos y sulfatos) y puede causar problemas en las unidades de propagación bajo niebla o en sistemas de enfriamiento por evaporación del agua debido a que al efectuarse la evaporación se forman depósitos. Cuando el agua tiene una dureza muy superior a las 100 ppm, para usos domésticos a menudo se le pasa por un suavizador de agua. Algunos de los equipos para ello se basan en la sustitución del calcio y el magnesio que tiene el agua por iones de sodio. Esa agua "suave", rica en sodio, es tóxica para los tejidos vegetales y nunca se debe usar para regar plantas.

Un método mejor, pero más costoso, para mejorar la calidad del agua es someterla al proceso de desionización. Aquí el calcio, el magnesio y el sodio son removidos sustituyéndolos con iones de hidrógeno. El agua pasa por un medio absorbente cargado de iones de hidrógeno, que absorbe calcio y otros iones en cambio del hidrógeno. Para una desionización posterior, el agua se pasa por un segundo filtro cargado con iones de hidroxilo (OH), que reemplazan a los carbonatos, sulfatos y cloruros. Luego, pueden retornarse los iones nutrientes apropiados en las cantidades debidas. (12)

Las sales de boro no son removidas por las unidades de desionización y si están presentes en el agua en cantidades mayores que 1 ppm pueden dañar a las plantas. No existe un método satisfactorio para remover del agua el exceso de boro. La mejor solución es obtener agua de otra fuente.

Otro método para mejorar la calidad de agua es el de ósmosis inversa, un proceso en el que se aplica presión a un solvente para forzarlo a pasar, a través de una membrana semipermeable, de una solución más concentrada a otra menos concentrada. (12)

El tratamiento que se da con cloro a las aguas municipales (de 0.1 a 0.6 ppm) no es lo suficiente elevado para causar daños a las plantas. Sin embargo, la adición de fluoruros a la provi-

sión de agua a razón de 1 ppm puede dañar las hojas de algunas plantas tropicales que se cultivan por su follaje. (47)

Cuando la fuente de agua es un estanque, un pozo, lago o río, la contaminación por semillas de malezas, musgos o algas puede resultar un problema. La contaminación química de las fuentes de agua por infiltraciones del drenaje con insecticidas aplicados a campos vecinos o por el exceso de fertilizantes en los cultivos de campo también puede resultar perjudicial a las plantas de vivero. (100)

Los viveros que usen esa agua para sus plantas deben tratarla antes. Un buen procedimiento es:

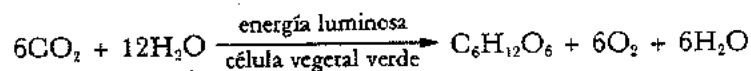
1. Use coladores para eliminar la basura grande.
2. Pase el agua por filtros de arena con limpieza automática. Esto remueve las partículas y las semillas de malezas.
3. Añada cloro para suprimir las algas y organismos patógenos, a razón de 1/2 ppm (0.5 mg/L). Esa agua se puede usar para regar en el campo plantas de vivero que estén en macetas, después de haber inyectado al sistema fertilizantes solubles.
4. Si el agua tiene un contenido elevado de sales, puede mejorarse pasándola por una unidad desionizadora o de ósmosis inversa.

pH DEL SUELO

La reacción del suelo (o pH) es una medida de la concentración de iones de hidrógeno en el mismo. Aunque no influye directamente en el crecimiento de las plantas, tiene varios efectos indirectos, como sobre la disponibilidad de varios nutrientes y la actividad de la flora microbiana benéfica. Una gama de pH de 5.5 a 7.0 es la mejor para el desarrollo de la mayoría de las plantas (pH 7.0 indica el punto neutral, abajo de ese nivel es ácido y arriba, alcalino). Para reducir el pH de un suelo alcalino use como fertilizante sulfato de amonio; para elevar el pH de suelos ácidos, use nitrato de calcio.

ENRIQUECIMIENTO CON BIOXIDO DE CARBONO (CO₂) EN EL INVERNADERO

El bióxido de carbono es uno de los ingredientes requerido para el proceso básico de la fotosíntesis, del que se originan los materiales secos producidos por la planta. (35, 57, 58, 59, 116)



Normalmente el bióxido de carbono existe en la atmósfera en cantidades de unas 300 ppm (0.30%). Durante el invierno, en invernaderos cerrados esa concentración puede descender a 200 ppm o menos durante las horas de insolación debido al uso que hacen las plantas del mismo. En condiciones en que la concentración de CO₂ está limitando las tasas de fotosíntesis (con intensidades de luz adecuadas y temperaturas relativamente elevadas, de alrededor de 29.5 °C), un incremento en la concentración de CO₂ hasta llegar a entre 1000 y 2400 ppm, puede esperarse que incremente la fotosíntesis hasta en un 200% con relación a la tasa que se

registra con 300 ppm. Para aprovechar totalmente la ventaja de ese incremento potencial en la producción de materia seca, el espaciamiento de las plantas debe ser adecuado, para evitar el sombreado por hojas muy apiñadas. Cuando se use CO₂ en periodos de tiempo soleado, la temperatura del invernadero debe mantenerse relativamente elevada. La adición de CO₂ producirá pocos beneficios cuando la intensidad luminosa sea muy baja. La adición de CO₂ en la noche no es de ningún valor. La buena circulación del aire en el invernadero impedirá la baja indeseable de la concentración de CO₂ en la superficie de las hojas. Para poder incrementar el CO₂ del ambiente se necesita que el invernadero esté bien cerrado.

RECIPIENTES PARA LA PROPAGACION Y EL CULTIVO DE PLANTAS JOVENES

Cajas

Las cajas son charolas de madera, plástico o metal de poca profundidad, con perforaciones para drenaje en el fondo. Son útiles para germinar semillas o para el enraizado de estacas, ya que permiten mover con facilidad las plantas de uno a otro sitio cuando se requiera. Para las charolas, el material que se prefiere es la madera durable, como de ciprés, cedro o palo rojo. Hay disponibles charolas de hierro galvanizado o de plástico en varios tamaños, pero el zinc que se libera en las charolas galvanizadas puede ser tóxico para las plantas. Estos dos últimos tipos se encajan entre sí, requiriendo con ello relativamente poco espacio para guardarlas.

Macetas de barro

Las macetas de barro rojo tan familiares, usadas desde hace mucho para el cultivo de plantas jóvenes, son pesadas y porosas, perdiendo con facilidad la humedad. Se rompen con facilidad y debido a su forma redonda ocupan más espacio. Después de uso continuo, se acumulan en ellas sales tóxicas, requiriendo que se les remoje en agua antes de volver a usarlas. En la propagación comercial en gran escala rara vez se usan macetas de barro.

Macetas de plástico

Las macetas de plástico, redondas y rectangulares, tienen numerosas ventajas: no son porosas, pueden volverse a usar, son de peso ligero y ocupan poco espacio, ya que son apilables. Sin embargo, algunos tipos son frágiles y requieren un manejo cuidadoso, aunque otros tipos hechos de polietileno son flexibles y bastante fuertes. Las macetas cuadradas se fabrican también en grupos de 8 o 12 para facilitar su manejo. Las macetas (y charolas) de plástico no pueden esterilizarse con vapor, pero algunos de los organismos patógenos vegetales más comunes pueden eliminarse con una inmersión en agua caliente a 70 °C durante tres minutos sin que se dañe el plástico.

En la Fig. 2-13 se muestra un tipo de recipiente de plástico plegable, que se usa bastante en trabajos de reforestación.

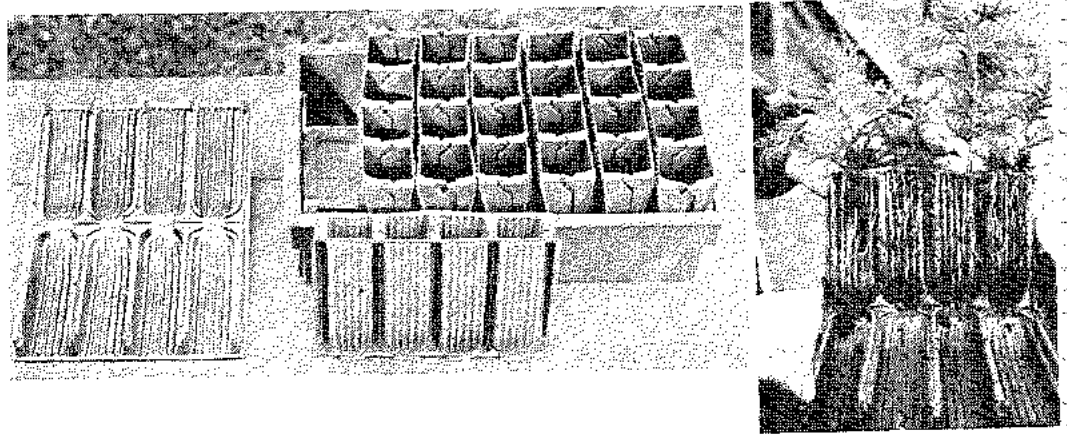


Fig. 2-13 Recipientes de plástico (Rootainers®) fabricados con láminas de plásticos preformadas y con bisagras (izquierda). Se doblan y entrelazan para formar un grupo de cuatro recipientes que cabe en una charola especial de plástico. Los canales verticales que están en los lados de los recipientes reducen la posibilidad de la espiralización no deseada de las raíces. Los recipientes pueden abrirse para permitir la inspección de las raíces o sacar las plantas. Este tipo de recipientes se usa mucho en la reforestación para la propagación y cultivo de plántulas.

Macetas de fibra

Usando turba y fibra de madera, con adición de fertilizantes, se fabrican, en prensas, macetas de varios tamaños, redondas o rectangulares. Son secas y se conservan por tiempo indefinido. Como dichas macetas son biodegradables se les coloca en el terreno junto con las plantas. Las macetas de turba tienen su mejor utilización en donde las plantas se retienen por un tiempo relativamente corto y luego se les coloca en un recipiente más grande o en el campo. Las macetas de turba, pequeñas, que tenga plantas creciendo en ellas, finalmente se deterioran y se desbaratan cuando se les mueve. Por otra parte, a menos que se mantengan húmedas las macetas, las raíces no penetran en sus paredes y crecerán en una forma espiral inconveniente. Hay disponibles unidades de seis y doce macetas de turba cuadradas, amarradas juntas. Cuando se maneja un gran número de plantas, se ahorra tiempo y mano de obra manejando esas unidades.

Para el cultivo de material de vivero se tienen disponibles macetas más grandes hechas de fibra moldeada impregnada de asfalto, las cuales pueden usarse para plantación directa ya que también se deterioran en el terreno.

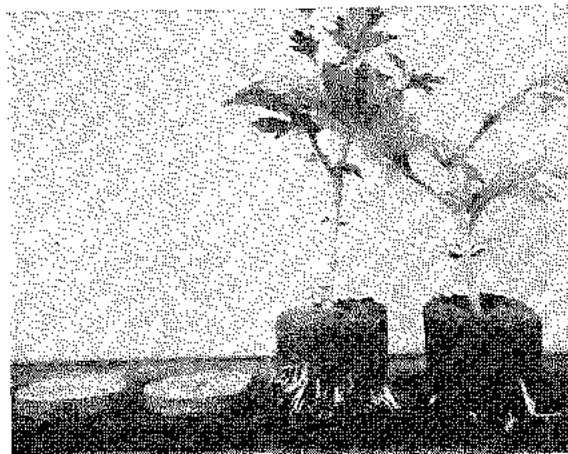
Bloques de turba o de fibra

Se han vuelto populares para germinar semillas o como medio de enraizamiento de estacas, en especial para plantas como crisantemos y poinsetias, bloques de material sólido, en los que a veces previamente se ha hecho un agujero (Fig. 2-14). Por lo general, se incorpora fertilizante al material. Un tipo de ellos (Fig. 2-15) es hecho con turba muy comprimida y, cuando se añade agua, se hincha a su tamaño de uso y es lo suficientemente suave para insertar en él la estaca o la semilla. Esos bloques, se vuelven parte de la unidad de la planta y se colocan en el suelo junto con ella. Reemplazan tanto a la maceta como a la mezcla de propagación.

Fig. 2-14 En ocasiones se utilizan bloques sólidos de fibras comprimidas, con un agujero hecho previamente, para colocar estacas en plantas que enraizan con facilidad. Una vez enraizadas, la estaca se traslada a una maceta o al vivero de campo.



Fig. 2-15 Uso de bloques sólidos de medio de enraizamiento. *Izquierda:* discos de musgo esfagnífero comprimido, encerrados en una red de plástico, que llevan adicionados algunos nutrientes minerales. *Derecha:* la adición de agua hace que la turba se hinche al tamaño mostrado. Las estacas de crisantemo insertadas en discos hinchados enraizaron con rapidez y están listas para que se planten en un medio de suelo.



Los bloques para enraizado hechos de materiales sintéticos están siendo ampliamente usados en la industria de viveros, adaptándose bien a la automatización. Otras de sus ventajas son su poco peso, reproductibilidad y condición estéril. Se debe controlar el riego con todo cuidado para proporcionar humedad constante y al mismo tiempo mantener la aireación adecuada.

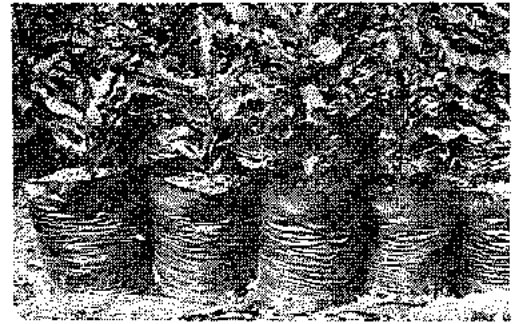
Recipientes metálicos

Cada año se cultivan y venden miles de plantas de vivero colocadas en recipientes de metal de 3.8 L (1 gal), y en menor cantidad en botes de 11 L (3 gal) y de 19 L (5 gal). A esas latas se les da una forma acufiada para encajarlas entre sí y se les hacen agujeros para drenaje. Algunos de esos recipientes son recuperados de plantas enlatadoras, restaurantes y panaderías por proveedores que se dedican a ese negocio. Estos están barnizados para impedir que se oxiden. Se han desarrollado máquinas plantadoras que utilizan esos recipientes, con las cuales es posible colocar estacas enraizadas o plántulas con tanta rapidez como de 10 000 unidades o más al día.

Las plantas se sacan con facilidad de los recipientes acufiados invirtiéndolos y golpeándolos ligeramente. Los recipientes de metal no acufiados deben cortarse a cada lado con tijeras para permitir sacar la planta.

En zonas con temperaturas elevadas de verano, el uso de recipientes de color claro (blanco o aluminio) puede mejorar el crecimiento de las raíces al evitar el daño a las mismas por el ca-

Fig. 2-16 Bolsas de polietileno que se usan como macetas para el cultivo de plantas de vivero de macadamia en Hawái.



lor, que a menudo se presenta cuando se usan recipientes de color oscuro que absorben una cantidad considerable de calor cuando se exponen al Sol. Además, en los recipientes de metal, la temperatura del suelo tiende a ser más alta que en los recipientes de plástico.

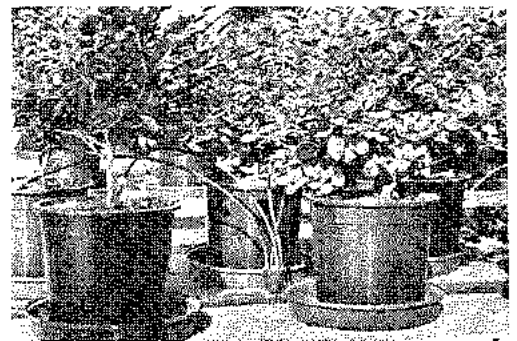
Bolsas de polietileno

En Europa, Australia y en los trópicos, y en menos escala en los EUA se usan extensamente bolsas de polietileno para cultivar estacas enraizadas o plántulas hasta que alcancen el tamaño apropiado para venta. Son considerablemente menos costosas que los recipientes rígidos de metal o de plástico y parecen ser satisfactorios (Fig. 2-16), pero algunos tipos de ellas se deterioran con rapidez. De ordinario son negras, pero hay un tipo especial, de color negro en el interior y de color claro en el exterior. El color más claro refleja el calor y baja la temperatura de las raíces. (106) Sin embargo, una vez plantadas, no se pueden apilar con la misma facilidad que los envases rígidos para su transporte.

MANEJO DE PLANTAS CULTIVADAS EN RECIPIENTES

El riego de material de vivero cultivado en macetas es una de las mayores erogaciones. El riego a mano de macetas individuales con un aplicador de gran volumen y baja presión puesto en una manguera, varias veces a la vez resulta costoso y de ordinario sólo se hace en operaciones en pequeña escala. En operaciones más grandes se usa riego de aspersión aérea, aunque se desperdicia mucha agua. También se usa ampliamente el riego de macetas por goteo (Fig. 2-17),

Fig. 2-17 Sistema de riego automático para plantas cultivadas en macetas. Un pequeño tubo "espagueti" lleva el agua de tubos alimentadores a cada planta. Mediante el control automático de las líneas principales se pueden regar cientos de miles de plantas, de acuerdo con un programa establecido.



con menos desperdicio de agua. (103) Otra manera de proporcionar agua a las plantas es colocar los recipientes sobre esteras mojadas o camas de arena fina colocadas sobre plástico para que el agua ascienda al suelo por capilaridad. (4, 81) Sin embargo, con este sistema se pueden extender de un recipiente a otros organismos patógenos, como de *Phytophthora*.

En los viveros comerciales grandes, las soluciones fertilizantes usualmente se inyectan al agua de riego. Después que el material en macetas sale del vivero mayorista, el vendedor al menudeo debe conservar el material mediante el riego y fertilización adecuados hasta que las plantas pasen a manos del comprador final. (34)

En zonas de inviernos crudos, se debe poner atención a los problemas de daño invernal. (45, 85, 91) El grado de daño varía con la especie. Las posibilidades de daño por el frío pueden disminuirse si las plantas se encuentran bien establecidas en los recipientes antes de que se inicie el invierno. Además, colocando las plantas juntas entre sí en grupos grandes (apretadas o amanojadas) se tiende a impedir los daños causados por fluctuaciones rápidas de temperatura. También ayuda colocar papel de envoltura grueso alrededor de las hileras exteriores de botes. Sin embargo, en regiones de invierno frío se debe usar alguna otra forma de protección invernal colocando, por ejemplo, una cubierta de mantillo, como paja o heno sobre los recipientes o colocando éstos dentro de una estructura protectora, como una cama fría o un invernadero cubierto con plástico. El tipo de protección invernal más confiable, como se muestra en la Fig. 2-18, se logra con una estructura temporal construida sobre las plantas y cubierta con película de polietileno opaca, de 4 a 6 mils de grueso. (48) A menudo se usan dos capas de polietileno separadas por un espacio de 2.5 a 5 cm. La protección se aumenta empapando con agua el suelo de la estructura antes de colocar en ella las plantas. La condensación de la humedad en el interior de la cubierta al bajar la temperatura reduce las pérdidas de calor radiante.

Fig. 2-18 Protección invernal de plantas de vivero siempre verdes, de hoja ancha y angosta en áreas de inviernos crudos. Las plantas se colocan juntas en camas y se cubren a fines de otoño con polietileno blanco de 6 mils colocado sobre una estructura de tubos. Abajo, derecha: un depósito hecho con polietileno se ha llenado con agua, la cual al congelarse libera calor y lo absorbe al descongelarse, actuando como amortiguador de los cambios bruscos de temperatura. Cortesía de The Conard-Pyle Co., West Grove, Pa.

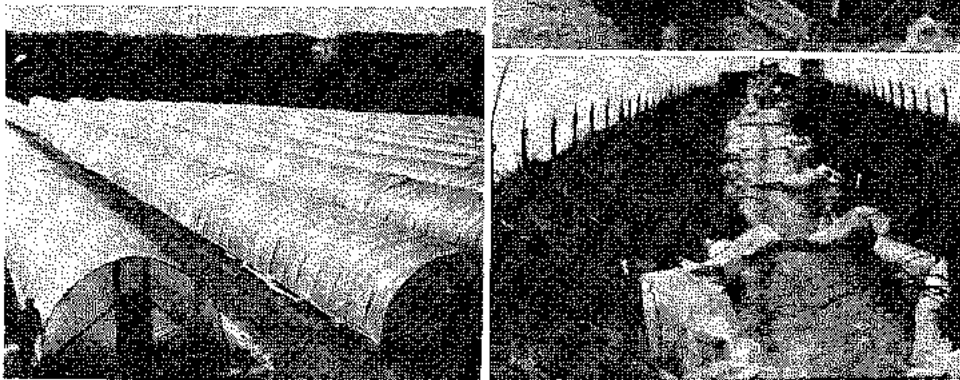
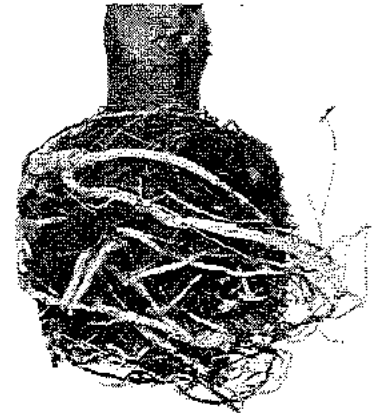


Fig. 2-19 Una de las desventajas de cultivar árboles en recipientes es la posibilidad de producir un sistema radical mal formado. Aquí, el sistema radical retardado resultó de conservar el árbol joven de vivero demasiado tiempo en el recipiente antes de trasplantarlo. Esas raíces espiraladas mantienen su forma después de la plantación y no pueden anclar firmemente el árbol en el suelo.



El riego por aspersión aérea también es un método efectivo para proteger plantas tiernas de temperaturas inferiores a la de congelación. El agua debe estar presente continuamente, volviéndose hielo en tanto subsistan las temperaturas inferiores al punto de congelación. Cuando el agua líquida se vuelve hielo, se liberan aproximadamente 317 Btu de calor por litro de agua. (46, 92)

En la mayoría de las especies de plantas leñosas, las raíces no desarrollan tanta resistencia al frío como la parte aérea, por lo cual el daño al material en macetas lo resiente principalmente el sistema radical. La resistencia de las raíces al frío varía con la especie. (44, 95)

Como se muestra en la Fig. 2-19, las plantas mantenidas en macetas demasiado tiempo forman un sistema radical constreñido inconveniente, del cual nunca se recuperan cuando se les planta en su sitio permanente. (41) Antes de que ocurra esa espiralización, las plantas deben cambiarse a recipientes más grandes. Con la poda juiciosa de las raíces, el trasplante temprano y la colocación cuidadosa en macetas en las primeras etapas de trasplante se puede contribuir mucho al desarrollo de un buen sistema de raíces para cuando la planta joven esté lista para colocarse en su sitio definitivo. (42) Algunos tipos de recipientes de plástico tienen canales verticales en los lados que tienden a prevenir la espiralización horizontal de las raíces (Fig. 2-13).

Con frecuencia, cuando una planta de maceta, que se ha desarrollado en las mezclas sintéticas livianas de vivero es trasplantada al jardín casero, a un suelo mucho más pesado de miga-jón o de arcilla, se presenta un problema para mantener suficiente humedad en el sitio. Si el cepellón de la raíz está cubierto con tierra nativa más pesada y se aplica agua a la planta, posiblemente en una pequeña cavidad hecha a nivel del suelo, el agua tiende a permanecer en el suelo más pesado, que tiene poros más pequeños y absorbentes, mientras que la mezcla de textura más gruesa que contiene las raíces permanece completamente seca. Para evitar eso, la mezcla de suelo del cepellón debe quedar expuesta arriba, de manera que el agua aplicada tenga que pasar a través de ella y así humedecer las raíces.

BIBLIOGRAFIA

1. Aldrich, R. A., and P. E. Nelson. 1969. Equipment for aerated steam treatment of small quantities of soil and soil mixes. *Plant Dis. Rpt.* 53(10):784-88.
2. Ammon, G. L. 1978. Composting and use of hardwood bark media for container growing. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:368-70.

3. Alvey, N. G. 1961. Soil for John Innes composts. *Jour. Hort. Sci.* 36:228-40.
4. Auger, E., C. Zafonte, and J. J. McGuire. 1977. Capillary irrigation of container plants. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:467-73.
5. Augsburg, N. D., H. R. Bohanon, and J. L. Calhoun. 1978. *The greenhouse climate control handbook*. Muskogee, Okla.: Acme Eng. & Mfg. Co.
6. Baird, C. D., and W. E. Waters. 1979. Solar energy and greenhouse heating. *Hort-Science* 14(2):147-51.
7. Baker, K. F., and C. N. Roistacher. 1957. Heat treatment of soil. Section 8 in *Calif. Agr. Exp. Sta. Man.* 23.
8. ———. 1957. Principles of heat treatment of soil. Section 9 in *Calif. Agr. Exp. Sta. Man.* 23.
9. ———. 1957. Equipment for heat treatment of soil. Section 10 in *Calif. Agr. Exp. Sta. Man.* 23.
10. ———. 1962. Principles of heat treatment of soil and planting material. *Jour. Australian Inst. Agr. Sci.* 28(2):118-26.
11. ———. 1976. Aerated steam treatment of nursery soils. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:52-59.
12. Barnstead Co. 1971. *The Barnstead basic book on water*. Boston: Barnstead Co.
13. Bauerle, W. L., and T. H. Short. 1977. Conserving heat in glass greenhouses with surface-mounted air-inflated plastic. *Ohio Agr. Res. and Develop. Center Spec. Cir.* 101.
14. ———. 1978. Greenhouse energy conservation and effects on plant response. *Ohio Rpt. on Res. and Develop.* 63(5):74-76.
15. Birch, P. D. W., and D. J. Eagle. 1969. Toxicity to seedlings of nitrite in sterilized composts. *Jour. Hort. Sci.* 44:321-30.
16. Bluhm, W. L. 1978. Peat, pests, and propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:66-70.
17. Boodley, J. W., and R. Sheldrake, Jr. 1964. Cornell "Peat-Lite" mixes for container growing. Dept. Flor. and Orn. Hort., Cornell Univ. Mimeo. Rpt.
18. Boodley, J. W., C. F. Gortzig, R. W. Langhans, and J. W. Layer. 1966. Fertilizer proportioners for floriculture and nursery crop production management. *Cornell Ext. Bul.* 1175.
19. Branson, R. L., J. P. Martin, and W. A. Dost. 1977. Decomposition rate of various organic materials in soil. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:94-96.
20. Brazelton, R. W. 1968. Sterilizing soil mixes with aerated steam. *Agric. Eng.* 49(7):400-401.
21. Bunt, A. C. 1976. *Modern potting composts*. London: G. Allen & Unwin.
22. Conner, D. 1977. Propagation at Monrovia Nursery Company: Sanitation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:102-6.
23. Cooke, C. D., and B. L. Dunsby. 1978. Perlite for propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:224-28.
24. Cotter, D. J., and J. N. Walker. 1966. Climate-humidity relationships in plastic greenhouses. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 89:584-93.
25. Coyier, D. L. 1978. Pathogens associated with peat moss used for propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:70-72.
26. Creech, J. L., R. F. Dowdle, and W. O. Hawley. 1955. Sphagnum moss for plant propagation. *USDA Farmers' Bul.* 2058.

27. De Lance, P. 1976. Electric soil and hot house heating. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:369-72.
28. Duncan, G. A., and J. N. Walker. 1980. How to save energy in the greenhouse. *Amer. Nurs. CLII* (10):13, 90-112.
29. Fireman, M., and H. E. Hayward. 1955. Irrigation water and saline and alkali soils. *USDA yearbook of agriculture—water*, pp. 321-27.
30. Fireman, M., and R. L. Branson. 1963. Salinity in greenhouse soils. *Calif. Agr. Ext. Ser. OSA 68* (rev.).
31. Fleming, G., and C. E. Hess. 1965. The isolation of a damping-off inhibitor from sphagnum moss. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:153-54.
32. Francois, L. E. 1980. Salt injury to ornamental shrubs and ground covers. *USDA SEA Home and Garden Bul. No. 231*.
33. Furuta, T. 1970. Soil mixtures. Section 6 in *Nursery management handbook*, Univ. Calif. Agr. Ext. Ser.
34. ———. 1971. Fertilizer and irrigation for plants on retail display. *Univ. Calif. Agr. Ext. Ser. AXT—361*.
35. Gaastra, P. 1963. Climatic control of photosynthesis and respiration. In *Environmental control of plant growth*, L. T. Evans, ed. New York: Academic Press.
36. Geard, I. D. 1979. Fungal diseases in plant propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:589-94.
37. Gilliam, C. H., and E. M. Smith. 1980. How and when to fertilize container nursery stock. *Amer. Nurs. CLI* (2)7, 117-27.
38. Goldsberry, K. L. 1979. Greenhouse heat conservation and the effect of wind on heat loss. *HortScience* 14(2):152-55.
39. Goluek, C. G. 1972. *Composting: A study of the process and its principles*. Emmaus, Pa.: Rodale Press.
40. Hanan, J., W. D. Holley, and K. L. Goldsberry. 1978. Greenhouse construction. Chapter 3 in *Greenhouse management*. New York: Springer-Verlag.
41. Harris, R. W., D. Long, and W. B. Davis. 1967. Root problems in nursery liner production. *Calif. Agr. Ext. Ser. AXT-244*.
42. Harris, R. W., W. B. Davis, N. W. Stice, and D. Long. 1971. Effects of root pruning and time of transplanting in nursery liner production. *Calif. Agr.* 25(12):8-10.
43. Hartmann, H. T., and J. E. Whisler. 1979. Mobile aerated steam soil pasteurizer unit. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:36-41.
44. Havis, J. T. 1974. Tolerance of plant roots in winter storage. *Amer. Nurs.* 139(1):10.
45. Havis, J. T., and R. D. Fitzgerald. 1976. Winter storage of nursery plants. *Mass. Coop. Ext. Ser. Publ. No. 125*.
46. Hendershott, C. H. 1979. Cold protection of low growing plants. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:533-36.
47. Henley, R. W., R. T. Poole, and C. A. Conover. 1976. Injury to selected plants due to fluoride toxicity. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:185-89.
48. Hawley, M. A., and D. E. Hamilton. 1980. How to build a poly house for overwintering nursery stock. *Amer. Nurs. CLII* (8):7-9, 111-15.
49. Hoitink, H. A. J., and H. A. Poole. 1980. Factors affecting quality of composts for utilization in container media. *HortScience* 15(2):171-73.

50. Huang, K. T., and J. J. Hanan. 1976. Theoretical analysis of internal and external covers for greenhouse heat conservation. *HortScience* 11(6):582-83.
51. Inose, K. 1971. Pumice as a rooting medium. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 21:82-83.
52. Jensen, M. H. 1977. Energy alternative and conservation for greenhouses. *HortScience* 12(1):14-24.
53. Johnson, C. R. 1977. Some water quality problems faced by horticulturists. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:202-6.
54. Johnson, C. E. 1980. The wild world of composts. *National Geographic* 158(2):273-84.
55. Kelley, J. D. 1960. Effects of over-fertilization on container-grown plants. *Proc. Plant Prop. Soc.* 10:58-63.
56. ———. 1962. Response of container-grown woody ornamentals to fertilization with urea-formaldehyde and potassium frit. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 81:544-51.
57. Kohl, H. C. 1966. Carbon dioxide fertilization. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 15:300-306.
58. Krizek, D. T. 1970. Controlled atmospheres for plant growth. *Trans. Amer. Soc. Agr. Eng.* 13(3):237-68.
59. Krizek, D. T., W. A. Bailey, H. H. Klueter, and H. M. Cathey. 1968. Controlled environments for seedling production. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 18:273-80.
60. LaCroix, L. J., D. T. Canvin, and J. Walker. 1966. An evaluation of three fluorescent lamps as sources of light for plant growth. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 89:714-22.
61. Lambe, R. C., and W. H. Wills. 1979. The major diseases of holly in the nursery. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:536-44.
62. Lechner, A., D. Sprague, E. Schaufler, B. Shalucha, R. Langhans, and P. Hammer. 1972. The Cornell automated plant grower. *Cornell Agr. Ext. Ser. Bul.* 40.
63. Likums, A. 1980. Greenhouse-residence: A new place in the sun. *Agr. Res.* 29(1):4-7.
64. Lucas, R. E., P. E. Riecke, and R. S. Farnham. 1971. Peats for soil improvement and soil mixes. *Mich. Coop. Ext. Ser. Bul. No. E-516.*
65. Lunt, O. R., R. H. Sciaroni, and W. Enomoto. 1963. Organic matter and wettability for greenhouse soils. *Calif. Agr.* 17(4):6.
66. Lunt, O. R., A. M. Kofranek, and S. B. Clark. 1964. Nutrient availability in soil: Availability of minerals from magnesium-ammonium-phosphates. *Agr. and Food Chem.* 12:497-504.
67. Lunt, O. R. 1965. Controlled availability fertilizers. *Farm Tech.* 21(4):11, 26.
68. Matkin, O. A., and P. A. Chandler. 1957. The U.C. type soil mixes. Section 5 in *Calif. Agr. Exp. Sta. Man.* 23.
69. Mastalerz, J. W. 1977. Growing media. Chapter 6 in *The greenhouse environment.* New York: John Wiley.
70. McCain, A. H. 1977. Sanitation in plant propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:91-93.
71. Matkin, O. A. 1971. Soil mixes today. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 21:162-63.
72. McCully, A. J., and M. B. Thomas. 1977. Soil-borne diseases and their role in propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:339-50.
73. Mears, D. R., ed. 1979. *Proc. 4th Ann. Conf. on Solar Energy for Heating of Greenhouses.* New Brunswick, N.J.: Dept. Biol. and Agr. Eng., Rutgers Univ.
74. Miller, N. 1981. Bogs, bales, and BTU's: A primer on peat. *Horticulture* 49(4):38-45.

75. Munnecke, D. E. 1957. Chemical treatment of nursery soils. Section 11 in *Calif. Agr. Exp. Sta. Man. 23*.
76. Ormrod, D. J. 1975. Fungicides and their spectra. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:112-15.
77. Parsons, R. A. 1971. Small plastic greenhouses. *Univ. Calif. Agr. Ext. Ser. AXT-328*.
78. Patek, J. M. 1965. Peat moss. *Amer. Hort. Mag.* 44:132-41.
79. Peterson, H. 1955. Low voltage heating. *N. Y. State Flower Growers' Bul.* 115.
80. Pokorny, F. A. 1979. Pine bark container media—an overview. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:484-95.
81. Richards, M. 1978. Capillary watering of container plants. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:411-13.
82. Richards, S. J., J. E. Warneke, and F. K. Aljibury. 1964. Physical properties of soil mixes used by nurseries. *Calif. Agr.* 18(5):12-13.
83. Rumbal, J. M. 1977. Aspects of propagation hygiene. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:323-24.
84. Sawhney, B. L. 1976. Leaf compost for container-grown plants. *HortScience* 11(1):34-35.
85. Self, R. 1977. Winter protection of nursery plants. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 77:303-7.
86. ———. 1978. Pine bark in potting mixes: Grades and age, disease and fertility problems. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:363-68.
87. Sheldrake, R., G. E. Doss, L. E. St. John, Jr., and D. J. Lisk. 1978. Lime and charcoal amendments reduce fluoride absorption by plants cultured in a peat-perlite medium. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 103(2):268-70.
88. Sherwood, G. 1981. The many faces of the modern greenhouse. *Horticulture* 59(11):43-48.
89. Short, T. H., and Bauerle, W. L. 1980. Greenhouse production with lower fuel costs. In *USDA 1980 yearbook of agriculture*, J. Hayes, ed. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.
90. Schoonover, W. R., and R. H. Sciaroni. 1957. The salinity problem in nurseries. Section 4, in *Calif. Agr. Exp. Sta. Man. 23*.
91. Smith, E. M., ed. 1977. *Proc. Woody Ornamentals Winter Storage Symposium*. Coop. Ext., Ohio State Univ.
92. Steavenson, H. 1976. Using water to provide cold weather protection and conserve energy. *Amer. Nurs. CXLIII* (8):10; 65-67.
93. Skimina, C. A. 1980. Salt tolerance of ornamentals. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:113-18.
94. Stone, G. 1981. Hold the dirt. *Horticulture* 59(11):17-22.
95. Studer, E. J., P. L. Steponkus, G. L. Good, and S. C. Wiest. 1978. Root hardiness of container-grown ornamentals. *HortScience* 11(1):34-35.
96. Trickett, E. S., and J. D. S. Goulden. 1958. The radiation transmission and heat conserving properties of some plastic films. *Jour. Agr. Eng. Res.* 3(4):281-87.
97. U.S. Dept. of Agriculture. 1965. Hotbed and propagating frames. *USDA Misc. Publ.* 986.
98. U.S. Dept. of Energy. 1978. Energy audit for growers: A self-inspection guide to reduce energy costs. Alexandria, Va.: Soc. Amer. Florists.

99. Vaartaja, O. 1964. Chemical treatment of seedbeds to control nursery diseases. *Bot. Rev.* 30:1-91.
100. Vance, B. F. 1975. Water quality and plant growth. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:136-41.
101. Walker, J. N., and D. C. Stack. 1970. Properties of greenhouse covering materials. *Trans. Agr. Soc. Amer. Eng.* 13(5):682-84.
102. Ward, J. 1980. An approach to the control of *Phytophthora cinnamomi*. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:230-37.
103. Weatherspoon, D. M., and C. C. Harrell. 1980. Evaluation of drip irrigation for container production of woody landscape plants. *HortScience* 15(4):488-89.
104. Weiler, T. C. 1977. Survival strategies of Northern Europe's greenhouse industry. *HortScience* 12(1):30-32.
105. Whitcomb, C. E. 1978. A self-contained solar-heated greenhouse. *HortScience* 13(1):30-32.
106. ———. 1979. Growing plants in poly bags. *Amer. Nurs.*, CXLIX (12):10-11, 97-98.
107. White, D. P., and B. G. Ellis. 1965. Nature and action of slow release fertilizers as nutrient sources for forest tree seedlings. *Mich. Quart. Bul.* 47(4):606-14.
108. White, J. W. 1971. Interaction of nitrogenous fertilizers and steam on soil chemicals and carnation growth. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 96(2):134-37.
109. ———. 1979. Energy efficient growing structures for controlled environment agriculture. In *Horticultural reviews*, Vol. 1, J. Janick, ed. Westport, Conn: AVI Publ. Co.
110. White, J. B., and R. A. Aldrich. 1980. *Greenhouse energy conservation*. University Park, Pa.: Pennsylvania State Univ.
111. White, R. A. J. 1978. Some comparisons between plastic and glass-covered greenhouses. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:273-79.
112. Wiebe, J. 1958. Phytotoxicity as a result of heat treatment of soil. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 72:331-38.
113. Williams, D. J. 1980. How slow-release fertilizers work. *Amer. Nurs.*, CLI (6):90-97.
114. Williams, T. J. 1978. *How to build and use greenhouses*. San Francisco: Ortho Books, Chevron Chemical Co.
115. Wilson, G. C. S. ed. 1980. Symposium on substrates in horticulture other than soils in situ. *Acta Hort.* 99:1-248.
116. Wittwer, S. H., and W. Robb. 1964. Carbon dioxide enrichment of greenhouse atmospheres for food crop production. *Econ. Bot.* 18:34-56.
117. Worrall, R. 1976. The use of sawdust in potting mixes. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:379-81.
118. Yates, N. L., and M. N. Rogers. 1981. Effects of time, temperature, and nitrogen source on the composting of hardwood bark for use as a plant growing medium. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 106(5):589-93.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- ALDHOUS, J. R. 1972. *Nursery practice*. Forestry Commission Bul. 43. London: Her Majesty's Stationery Office.
- AUGSBURGER, N. D., H. R. BOHANON, and J. L. CALHOUN. 1978. *The greenhouse climate control handbook*. Muskogee, Okla.: Acme Eng. and Mfg. Co.
- BAKER, K. F., ed. 1957. The U.C. system for producing healthy container-grown plants. *Calif. Agr. Exp. Sta. Man.* 23.
- BALL, V., ed. 1975. *The Ball red book* (13th ed.). West Chicago, Ill.: Geo. J. Ball, Inc.
- BOODLEY, J. W. 1981. *The commercial greenhouse handbook*. New York: Van Nostrand Reinhold.
- BUNT, A. C. 1976. *Modern potting composts*. London: G. Allen & Unwin.
- CATHEY, H. M., and L. E. CAMPBELL. 1980. Light and lighting systems for horticultural plants. *Hort. Rev.* 2:491-537.
- CORRELL, P. G., and J. G. PEPPER, eds. 1977. *Energy conservation in greenhouses*. Newark, Del.: Univ. of Delaware.
- DAVIDSON, H., and R. MECKLENBURG. 1981. *Nursery management: Administration and culture*. Englewood Cliffs, N.J.: Prentice-Hall.
- EDMONDS, J. 1980. *Container plant manual*. London: Grower Books.
- FURUTA, T. 1970. *Nursery management handbook*. Berkeley: Univ. Calif. Agr. Ext. Ser.
- HANAN, J. J., W. D. HOLLEY, and K. L. GOLDSBERRY. 1978. *Greenhouse management*. New York: Springer-Verlag.
- LAMB, J. G. D., J. C. KELLY, and P. BOWBRICK. 1975. *Nursery stock manual*. London: Grower Books.
- LANGHANS, R. W. 1980. *Greenhouse management*. Ithaca, N.Y.: Halcyon Press.
- LAURIE, A., D. C. KIPLINGER, and K. S. NELSON. 1979. *Commercial flower forcing* (8th ed.). New York: McGraw-Hill.
- MASTALERZ, J. W., ed. 1976. *Bedding plants* (2nd ed.). Univ. Park, Pa.: Pennsylvania Flower Growers.
- . 1977. *The greenhouse environment*. New York: John Wiley.
- MCGUIRE, J. J. 1972. Growing ornamental plants in containers: A handbook for the nurseryman. *Univ. of Rhode Island Coop. Ext. Ser. Bul.* 197.
- NELSON, P. V. 1978. *Greenhouse operation and management*. Reston, Va.: Reston.
- TINUS, P. W., and S. E. McDONALD. 1979. *How to grow tree seedlings in containers in greenhouses*. Gen. Tech. Rpt. RM-60. Ft. Collins, Colo.: Rocky Mt. For. and Range Exp. Sta., For. Ser., USDA.

PARTE II

**PROPAGACION
DE PLANTULAS**

CC

3

El Desarrollo de Semillas y Esporas

La propagación por semillas es uno de los métodos principales de reproducción de las plantas en la naturaleza y uno de los más eficientes y que más se usan en la propagación de plantas cultivadas. A las plantas obtenidas por semilla se les llama **plántulas**, un término que en horticultura puede aplicarse durante toda la vida de la planta, aunque en botánica se aplica más específicamente al periodo inmediato que sigue a la germinación de las semillas.

La siembra de la semilla es el inicio físico de la propagación de plántulas. Sin embargo, la semilla misma es el producto final de un proceso de crecimiento y desarrollo efectuado en la planta progenitora. Ese proceso de desarrollo se inicia con la fusión de los gametos masculino y femenino para formar, dentro del ovario de la flor, una sola célula (el **cigoto**). El cigoto tiene la propiedad de **totipotencia**, esto es, tiene toda la información genética necesaria para reproducir la planta adulta e iniciar el ciclo de plántulas en la generación siguiente. Sin embargo, en algunas plantas los embriones pueden desarrollarse por **reproducción asexual** en el proceso llamado **apomixis**, que se describe más adelante en este capítulo. Más aún, es posible producir embriones **somáticos** o **vegetativos in vitro**, en cultivos de tejidos y suspensiones. En cada caso, las plántulas, ya sea que se originen sexual o asexualmente, tienen un ciclo biológico que difiere del ciclo de vida de una planta propagada por medios vegetativos.

CICLO BIOLÓGICO DE LA PLANTULA

En el Cap. 1 se muestra el ciclo biológico de una planta originada de semilla, el cual comprende, primero, el crecimiento vegetativo de la planta desde diversos puntos o regiones de crecimiento (puntas apicales de crecimiento y el cambium) (Fig. 1-5) y, segundo, la formación de flores y la producción de una semilla (Figs. 1-1 y 1-2).

Los patrones de crecimiento y desarrollo en que ocurren estos procesos consecutivos y la capacidad para dar origen a nuevos brotes vegetativos, determinan la duración del ciclo biológico y el empleo de plántulas en la propagación. Las variaciones que se presentan en esos ciclos son adaptaciones a ciclos estacionales o climatológicas naturales.

Las plantas **anuales**, pasan en una sola estación de crecimiento por toda la secuencia, desde la germinación de la semillas a la floración y la producción y diseminación de las semillas en una temporada de crecimiento y entonces mueren.

Las plantas **bienales** tienen un ciclo de vida de dos años. En la primera estación dichas plantas están en desarrollo vegetativo, formando una mata baja o una roseta de hojas. Durante la segunda estación producen tallos floríferos, flores y semillas, muriendo luego. La transición de la fase vegetativa a la reproductividad a menudo es respuesta a algún estímulo ambiental como enfriamiento (**vernalización**) o a cierta longitud del día (**fotoperiodismo**).

Las plantas **perennes** viven más de dos años y repiten anualmente el ciclo vegetativo-reproductivo. Los ciclos consecutivos de crecimiento y reposo están relacionados ya sea con cambios climatológicos de tiempo cálido a frío o de húmedo a seco.

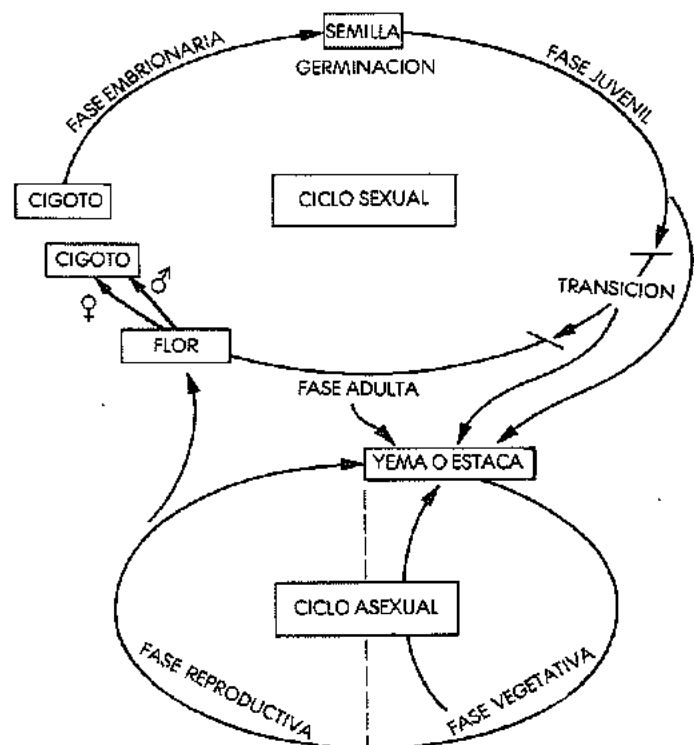
Las plantas **herbáceas perennes** son aquellas en que los brotes mueren durante los periodos de invierno o de secas. Las plantas sobreviven en esos periodos de reposo como estructuras subterráneas especializadas, tales como bulbos, rizomas o coronas (véanse los Caps. 14 y 15). Las **plantas anuales leñosas** continúan aumentando de tamaño mediante el crecimiento de las puntas de los tallos y de las raíces, por crecimiento del cambium lateral o por ambos medios. Sólo una parte de los puntos de crecimiento se vuelve reproductivo, mientras que las otras permanecen vegetativas para continuar el crecimiento del brote de la planta.

FASES DEL CICLO BIOLÓGICO DE LAS PLÁNTULAS

La Fig. 3-1 muestra mayores aspectos del ciclo biológico de una planta originada de semilla e introduce el concepto de **cambios de fase**. (7)

El ciclo se inicia con la formación en la flor de un **cigoto**. Esa estructura unicelular crece y se desarrolla dentro del óvulo y del ovario para producir un **embrión** encerrado en la **semilla** y el

Fig. 3-1 Modelo que ilustra las fases en el ciclo biológico de una planta originada de semilla. La parte superior del ciclo biológico ilustra el desarrollo continuo de un meristemo (punto de crecimiento) en una planta anual o bienal que conduce a la formación de flores y semillas y al completamiento del ciclo biológico. La parte inferior ilustra la producción de brotes vegetativos en una planta perenne, en la cual ocurre un patrón regular de crecimiento y desarrollo para mantener continuamente los ciclos de crecimiento vegetativo y reproductivo. (30)



fruto. Durante ese periodo el embrión es parásito de la planta madre y pasa por etapas de desarrollo características.

Con la germinación de la semilla, el embrión se desarrolla a formar una plántula, iniciando la fase juvenil. A medida que la plántula crece mediante el alargamiento en tallos y raíces así como en sección transversal, predomina el crecimiento vegetativo.

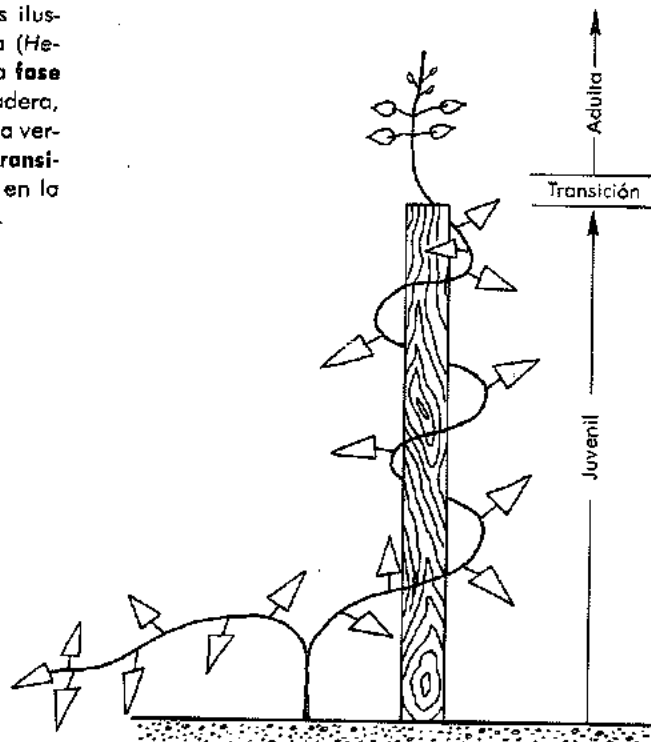
Las plantas juveniles continúan en estado vegetativo durante cierto tiempo y no responden a estímulos inductores de la floración. Finalmente se inicia la fase transicional, en la cual la planta pierde sus características juveniles (Fig. 3-2). En la fase siguiente, de planta adulta o madura, predomina la reproducción por semilla. En las plantas herbáceas anuales y bienales la planta alcanza su tamaño final, florece y luego muere. Una vez que una planta perenne (herbácea o leñosa) llega a su fase adulta, por lo regular a partir de ese momento empieza a producir flores y continúa regenerándose mediante la producción de brotes vegetativos.

Al cambio del estado juvenil al adulto o maduro se le llama cambio de fase. (7) o maduración. (27) Esa transición se presenta en todas las plantas, pero en algunas de ellas (como en las anuales), no se distingue morfológicamente y, por tanto, puede pasar desapercibida; en otras, en especial en las leñosas y herbáceas perennes, la fase juvenil puede durar muchos años y en algunos casos puede ser morfológicamente diferente.

PRODUCCION DE LA FLOR

La producción de la flor comprende dos etapas morfológicas, distintas y contrastantes: la vegetativa y la reproductiva. Cuando una planta, o parte de planta, está en estado vegetativo, una

Fig. 3-2 Cambios de fases ilustrados en la hiedra inglesa (*Hedera helix*) en los cuales la fase juvenil, que es una enredadera, a medida que crece en forma vertical puede pasar por una transición o una forma madura, en la cual produce flores y frutos.



rama se alarga por las yemas apicales y laterales, produciendo una serie de nudos y entrenudos. Las yemas vegetativas apicales y laterales se desarrollan según patrones características de la especie y la cultivar. En la segunda etapa, varios puntos de crecimiento vegetativo se diferencian para volverse reproductivos y se convierten en flores. La iniciación de la floración marca el fin de la etapa vegetativa de un punto de crecimiento específico. La etapa de floración se inicia con la inducción de la flor, la cual consiste en un cambio fisiológico interno en el punto de crecimiento individual, que precede a cualquier cambio morfológico. Sólo son inducidos algunos de los puntos de crecimiento del tallo que subsecuentemente producen flores. Otros pueden permanecer vegetativos.

En las plantas bienales, y en algunas perennes leñosas, el desarrollo de las flores se efectúa en el tallo en elongación durante el periodo de crecimiento que sigue a una exposición a temperaturas bajas (vernalización). En otras clases de plantas, en particular en muchas perennes leñosas decíduas, la diferenciación se inicia durante el periodo cálido de crecimiento de verano, pero las yemas florales deben estar expuestas a un régimen subsiguiente de temperaturas bajas que altera los niveles naturales de hormonas, permitiendo con ello la progresión normal del desarrollo de la flor y su florecimiento. Muchas plantas leñosas perennes de la zona templada que florecen en primavera se comportan en la forma descrita.

El control de la floración en plantas herbáceas y perennes leñosas es complicado por las diferencias en respuesta de la plántula (a) en la fase juvenil del ciclo biológico y (b) en la fase madura después de que alcanza su madurez reproductiva. Esta diferencia se ilustra en el ciclo superior de la Fig. 3-1 en contraste con el ciclo inferior.

En algunas plantas perennes leñosas y herbáceas, la fase juvenil es extensa y el tiempo que transcurre antes de la producción de semillas es muy largo. Las plantas de algunas especies de bambúes permanecen vegetativas durante décadas, luego súbitamente florecen, producen semillas y mueren. Las plantas de muchas especies de *Agave* presentan un patrón similar. Los árboles de muchas especies forestales no producen sino hasta los 15 a 20 años de edad. (46) Algunas especies de árboles frutales, como el manzano o el peral, a menudo requieren de un crecimiento de cinco a siete años antes de florecer. Las plántulas de muchas especies de orquídeas y bulbos no empiezan a florecer sino hasta que tienen de cinco a siete años de edad.

A fin de iniciar la fase de transición, las plantas de muchas especies deben crecer hasta cierto tamaño o edad para alcanzar la capacidad de florecer. En algunas especies, la maduración se describe con mayor precisión en términos del número de nudos producidos más bien que por su edad cronológica. Las bases fisiológicas y genéticas de la fase de maduración específica se encuentran en las células de los puntos individuales de crecimiento. Sin embargo, el control es complejo y también pueden intervenir influencias hormonales de las hojas y de las raíces. (27)

La inducción temprana de la maduración y de la floración requiere que la planta crezca con rapidez durante la fase juvenil requerida. Por tanto, la exposición de la planta a condiciones óptimas de crecimiento que maximicen el crecimiento vegetativo redundarán en que lleguen más pronto al estado de madurez, en particular en las plantas leñosas perennes. En experimentos controlados se ha logrado que plántulas de manzano florezcan sólo después de 16 meses de crecimiento manteniendo las plantas en desarrollo continuo en un invernadero, en comparación con la de tres a ocho años que se necesitaron para plántulas similares cultivadas a la intemperie. Se han reportado resultados similares en plántulas de peral, manzano de flor, abedul y pinabete. (57)

Una vez que ha pasado por la fase juvenil, la planta madura inicia el proceso de floración respondiendo a varios estímulos de inducción de la misma. Estos pueden ser señales ambientales, como fotoperiodos específicos (días largos o cortos) o regímenes de temperatura determinados (fríos o cálidos). Las condiciones que hacen más lento o reducen el desarrollo vegetativo,

como el anillado o la disminución del nitrógeno, pueden causar iniciación floral, mientras que el crecimiento en exceso vigoroso lo contrarresta. Estos efectos son opuestos a aquellos que favorecen la transición de la fase juvenil a la fase madura. Dado que las condiciones requeridas para la inducción de la floración varían según las especies individuales, para estar en capacidad de inducir una floración temprana se necesita estar familiarizado con los ciclos biológicos del material que maneje. (27)

Muchas plantas perennes leñosas tienen un ciclo bienal en el cual las ramas son vegetativas en una estación y reproductivas en la siguiente. Las cosechas anuales se producen solamente debido a que otras ramas de la misma planta alternan su ciclo. La producción irregular de semillas que a menudo se observa en árboles forestales puede deberse a una variedad de condiciones adversas que inhiben a la floración. (46) Esas condiciones incluyen: (a) la competencia de una gran cosecha de semillas en la estación anterior, (b) influencia de falta de agua o nutrientes o de temperaturas en exceso altas o bajas, o (c) defoliación por insectos o enfermedades. Sin embargo, si la planta se está desarrollando satisfactoriamente, una detención del crecimiento vegetativo en una etapa apropiada, por anillado o poda de las raíces a menudo induce la floración.

FORMACION DEL FRUTO, LA SEMILLA Y EL EMBRION

Las partes minúsculas de la flor subsecuentemente se desarrollan a formar flores completas. El ciclo sexual completo comprende el desarrollo de las estructuras masculinas (polen) y femeninas (saco embrionario) de la flor, como se muestra en la Fig. 1-1 para las flores de las angiospermas. En esta parte del ciclo se efectúa la división reduccional de los cromosomas para producir el número haploide (N) de los mismos. La Fig. 3-3 muestra la estructura básica de la flor

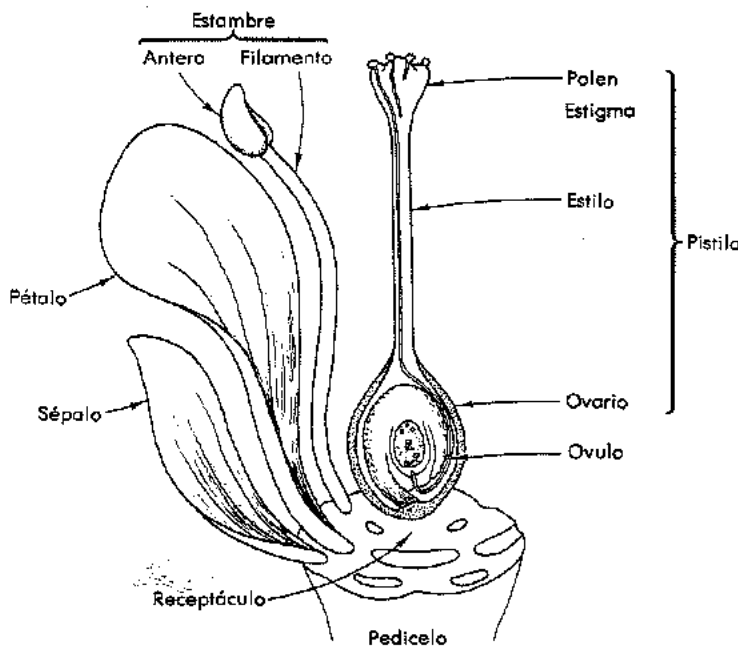


Fig. 3-3 Estructura floral básica de una angiosperma.

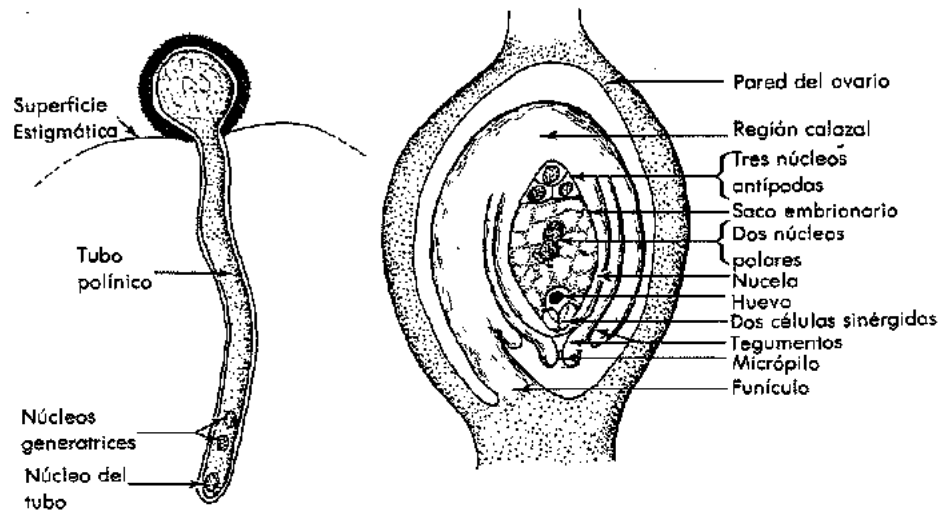


Fig. 3-4 izquierda: grano de polen germinando sobre el estigma; obsérvense los dos núcleos generatrices masculinos haploides. Derecha: un ovario mostrando un saco embrionario maduro y sus ocho núcleos haploides. Está rodeado por la nucela diploide, que está encerrada dentro de los dos tegumentos, siendo todos ellos genéticamente iguales a la planta madre.

y la Fig. 3-4 presenta mayores detalles de la estructura del polen, el ovario y el óvulo. Los gametos masculinos y femenino (1N) están contenidos respectivamente en los granos de polen y en el saco embrionario de ocho núcleos. Durante la floración, el polen se transfiere de la antera al estigma (polinización), en donde germina. Un tubo polínico crece en el estilo hacia abajo hasta que llega al saco embrionario que está dentro del óvulo (Fig. 3-4). En el saco embrionario son descargados dos gametos masculinos, uno que se unirá con el gameto femenino (fecundación) para producir el cigoto y otro que se unirá con los dos núcleos polares para producir el endospermo.

El cigoto es diploide (2N) y se divide para convertirse en el embrión; el endospermo es triploide (3N) y se desarrolla a formar un tejido nutricional para el embrión en desarrollo. Ambas estructuras están encerradas dentro de la nucela (en el interior del óvulo), que inicialmente funciona como un tejido nodriza para el embrión y el endospermo en desarrollo. En algunas especies la nucela se desarrolla para formar un tejido de almacenamiento de alimentos en la semilla.

Las relaciones entre la estructura de la flor y las partes del fruto son las siguientes:

Ovario	>	fruto (formado a veces por más de un ovario, más tejidos adicionales)
Ovulo	>	semilla (a veces se une con el fruto)
Tegumentos	>	testa (cubiertas de la semilla)
Nucela	>	perispermo (usualmente ausente o reducido; a veces tejido de almacenamiento)
2 núcleos polares +		
1 núcleo espermático	>	endospermo (triploide—3N)
Núcleo del huevo +		
1 núcleo espermático	>	cigoto embrión (diploide—2N)

En las gimnospermas, el desarrollo del embrión es algo diferente (Fig. 1-2). El óvulo no se produce en un ovario encerrado sino que está expuesto dentro del cono ovulado. El embrión en desarrollo se nutre por el gametofito femenino haploide (1N), que se desarrolla a formar el órgano de almacenamiento de la semilla madura. (47)

DESARROLLO DEL FRUTO, LA SEMILLA Y EL EMBRION

El desarrollo del fruto y de la semilla comprende cinco procesos separados:

1. Desarrollo morfológico del fruto, la semilla y el embrión.
2. Adquisición por el embrión de la capacidad para germinar.
3. Acumulación de alimentos almacenados.
4. Desarrollo de controles internos de la germinación (letargo primario).
5. Métodos de dispersión del fruto y de la semilla.

Para producir semilla viable, deben efectuarse tanto la polinización como la fecundación. Sin embargo, en algunos casos puede madurar el fruto y contener sólo testas chupadas y vacías sin embriones o con algunos, delgados y arrugados. Esa aspermia puede resultar de diferentes causas: (a) partenocarpia (el desarrollo del fruto sin polinización o fecundación), (b) aborto del embrión (muerte del embrión durante el desarrollo), o (c) incapacidad del embrión para acumular las reservas alimenticias necesarias. Si el aborto del embrión ocurre temprano, lo más probable es que pronto se caiga el fruto o que no crezca a su tamaño normal. (38)

Desarrollo morfológico

En las Figs. 3-5 y 3-6 se muestran los patrones de crecimiento de diferentes partes del fruto y de la semilla. La secuencia básica de desarrollo se aplica a todas las especies, pero existen variaciones que establecen patrones únicos que son características de ciertas familias de plantas. Esas variaciones morfológicas tienen efectos básicos sobre la fisiología de la germinación de las semillas.

Usando como ejemplo a la lechuga, en la Fig. 3-5 se muestran tres etapas de desarrollo morfológico del fruto y la semilla.

La etapa 1, durante los primeros cuatro días, comprende el incremento inicial de tamaño del ovario (fruto) y del óvulo (semilla). El endospermo se desarrolla a tomar una consistencia celular, pero permanece pequeño y encierra al embrión muy pequeño, más o menos globular (estado de proembrión). Hacia el final del periodo de cuatro días, el endospermo ha crecido algo y el embrión se vuelve de forma cordada a medida que sus cotiledones empiezan a agrandarse.

En la etapa 2 cesan el crecimiento del ovario y del óvulo. El rápido crecimiento y aumento de tamaño del endospermo es seguido por el crecimiento del embrión dentro del óvulo (días 5 a 8 en la Fig. 3-5).

El endospermo desempeña una función nutricional del embrión, aunque entre las dos estructuras no existen conexiones vasculares. (8, 55) El crecimiento del embrión es precedido por el del endospermo, que a medida que crece digiere tejido nucelar. A su vez, el endospermo es consumido por el embrión en desarrollo. En la semilla madura de lechuga y de muchas otras especies, tanto la nucela como el endospermo quedan reducidos a un remanente. En

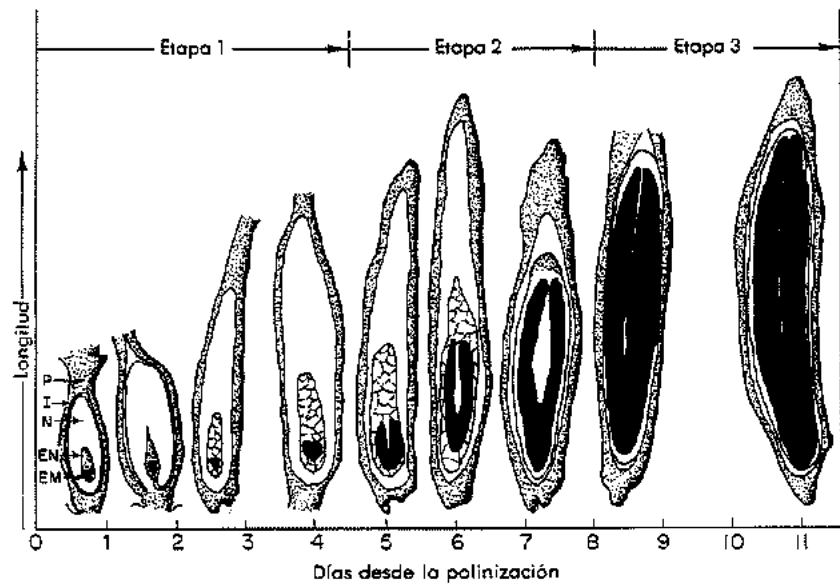


Fig. 3-5 Desarrollo del fruto (un aquenio indehisciente) y de la semilla de la lechuga. P-pericarpio, T-tegumentos, N-nucela, EN-endospermo, EM-embrión. Reproducido de Jones. (29)

plantas de otras familias esas estructuras no se consumen en el desarrollo del embrión, sino que quedan para funcionar como tejido de almacenamiento.

La falta del desarrollo apropiado del endospermo conduce al retardo o la suspensión del desarrollo del embrión, pudiendo resultar en el aborto del mismo. Este fenómeno ocurre por lo común cuando se hibridan dos individuos genéticamente diferentes, ya sea de diferentes especies (13, 45, 55) o de individuos con constitución poliploide distinta. Por tanto, puede ser una barrera para la hibridación en las angiospermas, pero no en las gimnospermas, (47) ya que en esas plantas el "endospermo" es el gametofito femenino haploide.

Las etapas del desarrollo de la semilla de lechuga ilustran los procesos básicos del desarrollo del embrión y de la semilla. Sin embargo, ocurren variaciones de ese patrón, siendo características de familias de plantas específicas. Por ejemplo, variaciones en los patrones de desarrollo del pericarpio (Fig. 3-6) conducen a la formación de estructuras diferentes del fruto. El fruto de *Datura* es una cápsula seca y tiene un patrón semejante a la lechuga. (42) En la manzana (una poma) el tejido del fruto es carnoso y continúa creciendo en las Etapas 2 y 3. En el durazno, la porción exterior del pericarpio, el mesocarpio carnoso, crece en la Etapa 3, empezando a veces a hacerlo en la Etapa 2. La parte interior del pericarpio, el endocarpio, se empieza a endurecer en la Etapa 2, convirtiéndose en el "hueso" que rodea a la semilla.

Los tamaños y las estructuras de los embriones de las semillas maduras difieren en las diversas familias de plantas. Esas características no sólo son importantes para la identificación de las semillas (35) sino también son de significación para comprender el comportamiento fisiológico durante la germinación. Se producen diferencias según el grado en que se desarrolle el embrión en la semilla. En algunas semillas el desarrollo del embrión cesa al final de la Etapa 1 y produce embriones rudimentarios. En otras familias el embrión sigue creciendo en tamaño, no digiere los tejidos del endospermo o del perispermo y es relativamente pequeño en la semilla madura. Estas diferencias proporcionan las bases para la clasificación morfológica de las

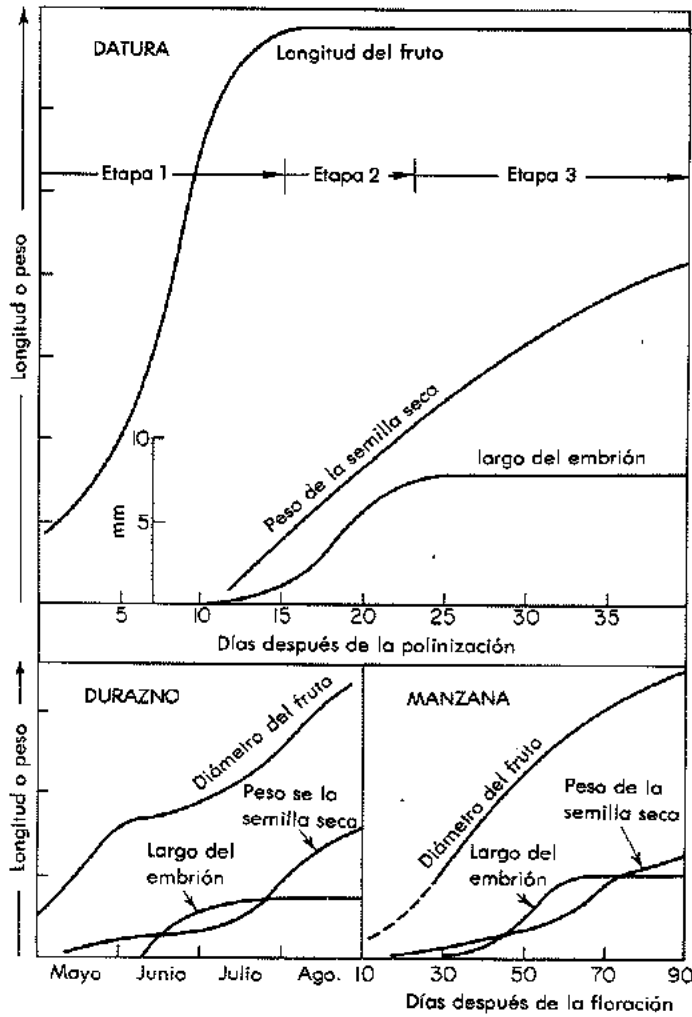


Fig. 3-6 Desarrollo comparativo de tres tipos de frutos: *Datura* (cápsula seca), (drupa carnosa) y manzana (poma carnosa). Note que los cambios en el peso seco de la semilla y la longitud del embrión fundamentalmente son los mismos en todas las especies mostradas. Datos de *Datura* tomados de Rietsma y Cals.; (42) los datos de la manzana, en parte de Luckwill. (33)

semillas. Tales diferencias se deben a factores genéticos que controlan el desarrollo de la semilla.

Diversos agentes ambientales pueden impedir el desarrollo normal del embrión, aunque el fruto mismo continúe desarrollándose. Numerosas clases de insectos atacan a la semilla y al fruto en desarrollo, (6) en especial en árboles forestales. Las plantas umbelíferas son atacadas por la chinche *Lygus* que puede penetrar en el fruto y alimentarse del embrión. Las condiciones climatológicas adversas, como las heladas durante el inicio del desarrollo del fruto, a veces matan al embrión, pero el fruto mismo sigue desarrollándose. (23, 48) Las tensiones del crecimiento, que ocasionan que el endocarpio que se está endureciendo se parta o raje, puede ocasionar el

aborto en las semillas de muchos de los frutales de hueso. (16) Esa condición está asociada con vigor excesivo, densidad reducida de la cosecha, restricciones de las raíces o lesiones al árbol que se traducen en anillamiento.

Adquisición de la capacidad para germinar

El desarrollo morfológico y fisiológico del embrión se denomina **embriogénesis**. (4, 38) Este proceso se efectúa en las Etapas 1 y 2, o en especies que tienen embriones rudimentarios o lineales se completa después de que la semilla es separada de la planta. Durante el desarrollo de la semilla, ocurren división y expansión celular en varias partes de la estructura del embrión. En la germinación de la semilla, la división celular se efectúa en los extremos del eje polarizado del embrión, esto es, las puntas de la raíz y del tallo.

Si el embrión se separa en diversas épocas de su desarrollo y se coloca en las condiciones apropiadas de cultivo aséptico, cesa la embriogénesis y el embrión inmaduro muestra **germinación precoz**. Sin embargo, cualquier plántula que se desarrolle del mismo tiende a ser anormal. (28, 38) Entre mayor haya sido el desarrollo del embrión antes de la separación, mayor será su capacidad para germinar normalmente.

El control de la embriogénesis es complejo, pudiendo intervenir tanto controles hormonales como la potencialidad innata de las células del embrión para dividirse y diferenciarse en una forma específica. Existen pruebas de que el control tanto de la embriogénesis como el potencial de germinación se efectúan mediante clases específicas de **ARNm** (ácido ribonucleico mensajero) que dirige el equilibrio hormonal dentro de la semilla. (19, 20, 21) Esas moléculas específicas de ARNm al parecer son llevadas en la semilla madura y es posible que funcionen para iniciar las primeras etapas de la germinación.

En el Cap. 16 se describen técnicas para el cultivo de embriones.

Acumulación de reservas alimenticias

Algunos de los incrementos en el peso seco de la semilla pueden medirse en la primera parte del periodo de desarrollo del fruto debido al aumento de tamaño. Después de que la semilla ha alcanzado su tamaño completo, los aumentos posteriores en peso seco son una medida de acumulación de materiales de reserva en la semilla. Esto se efectúa en gran parte en la Etapa 2, cerca del final del proceso de desarrollo del fruto. Esos materiales de reserva se originan como carbohidratos producidos por la fotosíntesis en las hojas y son trasladados a los frutos y semillas, en donde se convierten en productos complejos de almacenamiento, carbohidratos, grasas, proteínas. (53)

Para la obtención de semillas de alta calidad, el proceso de acumulación debe efectuarse de manera apropiada y llevar a un grado mínimo de completamiento. (15) Esas semillas deben ser gordas y pesadas para su tamaño. Como el desarrollo inicial de las plántulas depende de esos materiales de reserva, las semillas más pesadas deben germinar mejor y producir plántulas más vigorosas. Si en ese proceso de almacenamiento se presentan condiciones que interfieren con el mismo, de manera que se acumulen menos materiales de reserva, las semillas resultarán delgadas, chupadas y livianas. Entre más se acentúen esas condiciones, menos semillas pueden sobrevivir a los periodos de almacenamiento; la germinación será más mala y se producirán plántulas más débiles. (17, 40)

La interferencia con el almacenamiento apropiado de alimentos se debe, principalmente, a condiciones adversas en el crecimiento, tales como nutrición deficiente, falta de humedad, da-

ños por insectos o enfermedades y temperaturas en exceso bajas o altas. La causa principal de falta de alimentos de reserva es la inmadurez de las semillas al cosecharlas. (2, 17, 22)

Desarrollo de controles internos de la germinación

Una vez que el embrión ha alcanzado su capacidad para germinar, es esencial para la supervivencia de la especie que la germinación de la semilla se efectúe en un tiempo y lugar favorables para el crecimiento y la supervivencia de la plántula. Deben haber presentes mecanismos para impedir la germinación de las semillas en la planta. Los dos medios principales por los que es impedida son el *control del contenido de humedad* y la *imposición del letargo*.

Viviparidad. El fenómeno en el cual las semillas germinan en el fruto mientras éste está todavía adherido a la planta se denomina *viviparidad* y a los embriones en germinación se les llama *embriones vivíparos*. Esa característica se controla tanto genética como ambientalmente. Por ejemplo, en ocasiones en las frutas cítricas se encuentran semillas germinadas. En el mangle (*Rhizophora mangle*), un árbol que habita en los pantanos, la viviparidad es una adaptación a su ambiente. Los embriones germinan directamente en el árbol produciendo plántulas con una raíz en forma de jabalina. Esas plántulas eventualmente caen y se entierran en el lodo que está abajo. (49)

Sin embargo, en la mayoría de las especies de plantas, la viviparidad es indeseable. En algunos granos se presenta la germinación prematura de las semillas en periodos húmedos que ocurren durante o justo antes de la cosecha. (24, 41)

En los cereales cultivados, la tendencia a la viviparidad es una característica varietal (56) contra la cual se selecciona automáticamente como un carácter defectuoso. (18)

Contenido de humedad. En las semillas, el control del contenido de humedad es un aspecto importante de su manejo y con relación a los niveles de humedad existen tres patrones generales de desarrollo.

1. En la mayoría de las especies, tanto las semillas como los frutos se deshidratan de forma natural durante la maduración y diseminación. En la planta, el contenido de humedad baja a 30% o menos y luego la semilla se seca más durante la cosecha y antes de almacenarla. Con ese contenido de humedad no puede haber germinación.
2. En otras especies, las semillas que se secan a menos de cierto contenido (alrededor del 30 al 50%) rápidamente pierden su capacidad de germinación. Esas plantas comprenden especies cuyos frutos maduran temprano en el verano y las semillas germinan de inmediato (algunos arces, álamo, olmo); especies cuyas semillas maduran en el otoño y permanecen en suelo húmedo (encinos) y especies de los trópicos calidohúmedos (cítricos).
3. En otras especies, las semillas se secan pero quedan encerradas en un fruto carnososo. Para impedir el daño por calentamiento espontáneo o por alguna sustancia inhibidora, el tejido carnososo se debe remover con prontitud.

Letargo primario. En la mayoría de las especies con semillas, durante la maduración se desarrollan controles internos que impiden la germinación y persisten en la semilla durante un periodo posterior a la cosecha (véanse los Caps. 6 y 7). Es importante señalar que el origen de esos controles de la germinación es parte del proceso de desarrollo de la semilla. Para imponer el letargo a la semilla interaccionan dos mecanismos principales: (a) la acumulación en diferentes tejidos del fruto y de la semilla de *inhibidores químicos del crecimiento* y (b) el desarrollo de *cubiertas de la semilla* que controlan la absorción de agua, la permeabilidad a los gases y la lixiviación de los inhibidores.

De diferentes partes de la semilla y el fruto se han extraído numerosas sustancias químicas de ocurrencia natural que inhiben la germinación. Sin embargo, no siempre se ha podido demostrar su papel en un letargo natural. Se encuentran presentes inhibidores en frutos carnosos, como el tomate, limón y fresa, pero los efectos inhibidores también han sido atribuidos a una concentración elevada de azúcares. En algunas plantas del desierto se ha sugerido como inhibidor a la elevada concentración de sales. Es probable que el inhibidor de ocurrencia natural más importante sea el ácido abscísico, que se acumula en los frutos y semillas durante el desarrollo, y está asociado con la maduración. (20, 41) Es muy probable que el control de la germinación implique interacciones de sustancias inhibidoras y estimulantes.

Las cubiertas de la semilla desempeñan un papel crucial en el control de la germinación. Las bases morfológicas para esos efectos se establecen durante las fases tardías de la maduración. Las cubiertas se originan principalmente de la capa externa de los tegumentos, la cual se vuelve dura, fibrosa o mucilagínosa durante el periodo de maduración y deshidratación (Fig. 3-7). Además, pueden secarse capas de los frutos carnosos y convertirse en parte de la cubierta de la semilla, como en *Cotoneaster* o *Crataegus*. En algunos frutos drupáceos, como el olivo o en especies de *Prunus*, esas capas se convierten en el endocarpio endurecido (hueso). En otras semillas, como la nuez, se convierten en la envoltura dura circundante. En otros, como los cariopsides y los aquenios de los granos o gramíneas, la cubierta del fruto se vuelve fibrosa y coalescente con la semilla.

En varias familias de plantas, como *Leguminosae*, las cubiertas externas de las semillas se endurecen y suberizan, haciéndose impermeables al agua (Fig. 3-7A). Las células de la primina, se acomodan, coalescen y desarrollan cubiertas externas de cutina. Esas células son llamadas células macrosclereidas.

En otras especies, como en la mostaza blanca y la espinaca, dentro y fuera de las cubiertas de la semilla se producen capas mucilaginosas, en particular en condiciones de humedad elevada, funcionando también para restringir el intercambio de gases (Fig. 3-7B).

En la mayoría de las familias, la cubierta interna de la semilla se vuelve membranosa, pero permanece viva y semipermeable. Por ejemplo, en *Compositae*, esa capa coalesce con las capas remanentes del endospermo. Esas capas del tegumento y los remanentes del endospermo y de la nucela permanecen fisiológicamente activas durante la maduración y por un tiempo después que la semilla ha sido separada de la planta (véase la Fig. 3-7C). Esas capas fisiológicamente activas desempeñan una función vital en el mantenimiento del letargo primario, debido a que esa naturaleza semipermeable restringe los movimientos de aireación y de los inhibidores.

Maduración y diseminación

Durante la maduración del fruto ocurren cambios físicos y químicos especiales que conducen a la senescencia del mismo y a la diseminación de la semilla. Uno de los cambios más obvios es el secamiento de los tejidos del fruto. En ciertos frutos, esto conduce a la dehiscencia y a la descarga de las semillas. También pueden ocurrir cambios en el color del fruto y de las cubiertas de las semillas, así como ablandamiento del fruto.

La dispersión de las semillas se efectúa por muchos agentes. Los peces, aves, roedores y murciélagos consumen y transportan semillas en su tracto digestivo. Los frutos con espinas y gachos se adhieren a la piel de los animales y a menudo son transportadas a grandes distancias. En muchos grupos de plantas, la dispersión por el viento es facilitada por las "alas" de los frutos secos. La maromera puede moverse a grandes distancias impulsada por el viento. Las semillas transportadas por agua en movimiento (corrientes o canales de riego) pueden ser llevadas a distancias considerables y a menudo se convierten en una fuente de malezas en los campos culti-

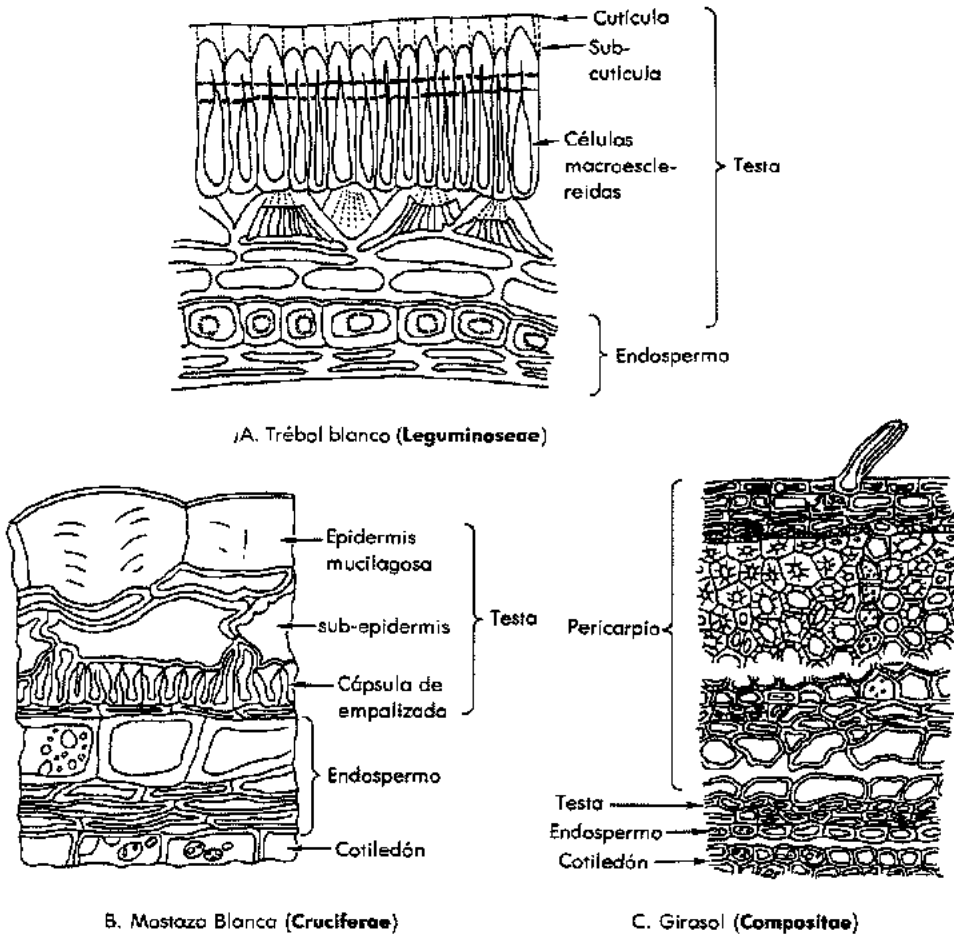


Fig. 3-7 Tres tipos de cubiertas de las semillas que influyen en las condiciones de letargo de las mismas. (A) Trébol blanco (*Melilotus alba*) LEGUMINOSAE: La capa exterior de células se vuelve dura e impermeable debido a las células macrosclereidas orientadas verticalmente que han sido cubiertas por una capa de cutícula. (B) Mostaza blanca (*Brassica hirta*) CRUCIFERAE: Las cubiertas exteriores de la semilla desarrollan una capa mucilaginosa al remojarlas en agua. (C) Girasol (*Helianthus annuus*) COMPOSITAE: El pericarpio se endurece en una capa fibrosa que coalesce con la cubierta de la semilla. La capa endospermica es delgada y más o menos membranosa, y en algunas especies y cultivares puede funcionar en el control del letargo. Cortesía de Bewley y Black. (3)

vados. Algunas plantas poseen en sí mismas mecanismos para la dispersión a distancias cortas, como la liberación explosiva de esporas de los esporangios de los helechos. Las actividades del hombre, al enviar lotes de semillas a todo el mundo, constituyen, desde luego, un agente muy efectivo de dispersión de semillas. (52)

LA SEMILLA MADURA

Botánicamente, en las angiospermas la semilla es el óvulo maduro encerrado dentro del ovario maduro o fruto. Las semillas y los frutos de las diferentes especies varían bastante en aspecto,

tamaño, forma, y ubicación y estructura del embrión, con relación a los tejidos de almacenamiento (Fig. 3-8). Esos caracteres no sólo son útiles en la identificación, (25, 35) sino también tienen un efecto importante en los requerimientos de germinación. Desde el punto de vista del manejo de semillas, no siempre es posible separar al fruto de la semilla ya que a veces están unidos en una sola unidad. En esos casos, el fruto mismo se trata como "semilla", como en el maíz y el trigo.

Partes de la semilla

La semilla está compuesta de tres partes básicas: (a) el embrión; (b) los tejidos de almacenamiento de alimentos; y (c) las cubiertas de la semilla.

EMBRIÓN

El embrión es una nueva planta que resulta de la unión de los gametos masculino y femenino durante la fecundación. Su estructura básica es un eje embrionario, con un punto de crecimiento en cada extremo, uno para el tallo y otro para la raíz, y una o más hojas seminales (cotiledones) adheridas al eje embrionario. Las plantas se clasifican según el número de cotiledones. Las plantas monocotiledóneas (como el cocotero o las gramíneas), tienen un solo cotiledón, las dicotiledóneas (como el frijol y el durazno) tienen dos y las gimnospermas (como el pino o ginkgo), pueden tener hasta quince.

Los embriones difieren en tamaño, reflejando el grado en que se han desarrollado dentro de la semilla. Las semillas pueden separarse en dos tipos básicos: **no endospérmicas**, en las cuales el embrión es dominante y **endospérmica**, aquellas en que el embrión es de tamaño reducido con relación al resto de la semilla. En este último, los embriones se clasifican en cuatro tipos básicos, característicos de familias de plantas específicas.

TEJIDOS DE ALMACENAMIENTO

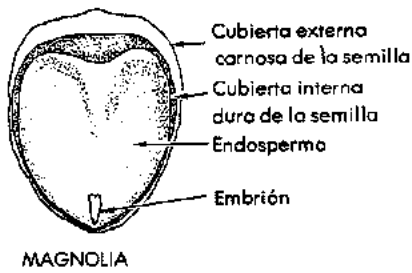
Las semillas **no endospérmicas** almacenan alimentos en los cotiledones, los cuales forman las partes dominantes de la semilla. En las semillas **no endospérmicas**, el material de reserva se encuentra en el **endospermo**, **perisperma**, o en el caso de las gimnospermas en el **gametofito haploide femenino**.

CUBIERTAS DE LA SEMILLA

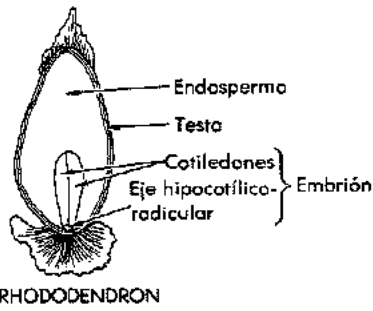
Las cubiertas de las semillas pueden consistir en los tegumentos, los remanentes de la nucela y del endospermo y a veces, partes del fruto. Las cubiertas de la semilla, o *testa*, por lo general, una o dos (con rareza tres), se derivan de los tegumentos del óvulo. Durante el desarrollo las cubiertas de la semilla se modifican, de manera que en la madurez presentan un aspecto característico. Las propiedades de la cubierta externa de la semilla pueden ser muy características de la familia a que pertenece la planta. Usualmente la cubierta externa se seca y se vuelve algo engrosada y endurecida, de color pardusco. En ciertas familias, se vuelve dura e impermeable al agua. Por otra parte, la cubierta interna de ordinario es delgada, transparente y membranosa. Dentro de la cubierta interna de la semilla se encuentran los remanentes del endospermo y de la nucela, formando a veces una capa distinta, continua, alrededor del embrión.

I. TIPOS ENDOSPERMICOS

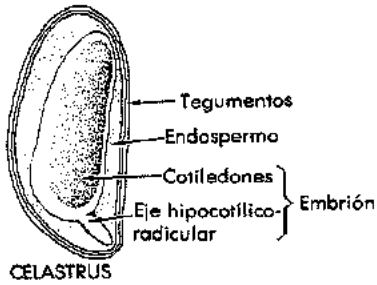
A. Embrión rudimentario



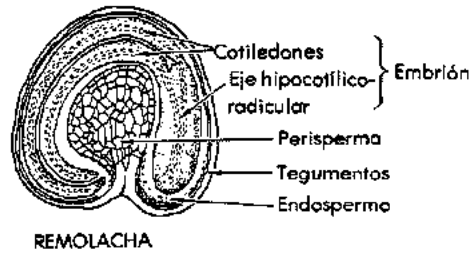
B. Embrión lineal



C. Embrión miniatura

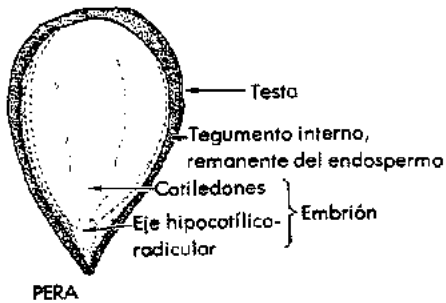


D. Embrión periférico

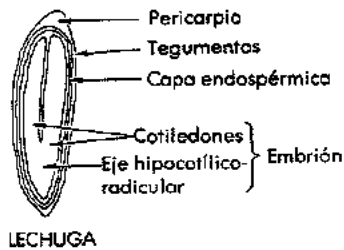


II. TIPOS NO ENDOSPERMICOS

E. Semilla solamente

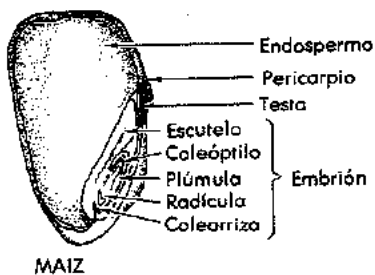


F. Semilla más pericarpio



III. NO CLASIFICADOS

G. Tipo gramíneas



B. Tipo coníferas

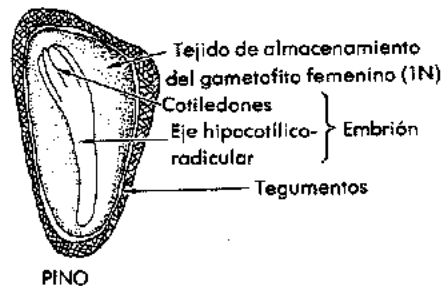


Fig. 3-8 Tipos morfológicos de semillas descritos en el texto. Reproducidos de *Rhododendron* y *Celastris*. (46)

En algunas plantas, permanecen adheridas a la semilla partes del fruto, en tal forma que el fruto y la semilla se manejan juntos como "semilla". En ciertas clases de frutos; por ejemplo, los aquenios, cariópsides, sámaras y esquizocarpos, las capas de la semilla y del fruto son contiguas. En otros, como la bellota, las cubiertas del fruto y de la semilla están separados, pero la cubierta del fruto es indehisciente. Aun en otros, como en los frutos de "hueso" (por ejemplo, duraznos, ciruelas, albaricoques) o en las nueces, la cubierta es la porción endurecida del pericarpio, pero es dehiscente y puede ser removida sin mucha dificultad.

Las cubiertas de la semilla proporcionan protección mecánica al embrión, haciendo posible manejar las semillas sin dañarlas, permitiendo así transportarlas a grandes distancias y almacenarlas durante periodos considerables. Las cubiertas de la semilla pueden desempeñar un papel importante al influir sobre la germinación de las mismas, como se explica en el Cap. 6.

APOMIXIS

En algunas especies el embrión no se produce como resultado de la meiosis y la fecundación, sino a partir de una célula del saco embrionario o de la nucela que no pasa por meiosis sino que se desarrolla para formar un cigoto de la misma constitución genética del progenitor femenino. (La apomixis no recurrente es una excepción). A la ocurrencia de este proceso reproductivo asexual, en lugar de los procesos reproductivos sexuales de reducción, división y fecundación para producir un embrión, se le llama apomixis. A las plántulas producidas de esa manera se les llama apomícticas. A aquellas plantas que sólo producen embriones apomícticos se les llama apomícticas obligadas y a las que producen embriones tanto apomícticos como sexuales, *apomícticas facultativas*. (4, 26, 34, 51)

Tipos de Apomixis

APOMIXIS RECURRENTE

De la célula madre del óvulo (o de alguna célula adyacente, desintegrándose la célula madre del óvulo), se desarrolla un saco embrionario (gametofito femenino), pero no ocurre meiosis completa. En consecuencia el óvulo tiene el número diploide de cromosomas, igual al de la planta madre. En consecuencia, el embrión se desarrolla directamente del núcleo del óvulo, sin fecundación.

La siguiente clasificación de semillas se basa en la morfología del embrión y de las cubiertas de las semillas. Como ejemplos, se incluyen familias de plantas herbáceas (tomada de Atwar. (1)

- I. Semillas con endospermo o perisperma dominantes como órganos de almacenamiento (endospérmicas).
 - A. Embrión rudimentario. El embrión es muy pequeño y poco desarrollado, pero continúa creciendo en la germinación (véase Fig. 3-8A, Magnolia).

RANUNCULACEAE (*Aquilegia*, *Delphinium*), PAPAVERACEAE (*Eschscholtzia*, *Papaver*), FUMARIACEAE (*Dicentra*), ARALIACEAE (*Patria*), MAGNOLIACEAE (*Magnolia*), AQUIFOLIACEAE (*Ilex*).

B. Embrión lineal. El embrión está más desarrollado que en las semillas de A y crece más durante la germinación.
 UMBELLIFERAE (*Daucus*), ERICACEAE (*Calluna, Rhododendron*), PRIMULACEAE (*Cyclamen, Primula*), GENTIANACEAE (*Gentiana*), SOLANACEAE (*Datura, Solanum*), OLEACEAE (*Fraxinus*).

C. Embrión miniatura. El embrión llena más de la mitad de la semilla.
 CRASSULACEAE (*Sedum, Heuchera, Hypericum*), BEGONIACEAE (*Begonia*), SOLANACEAE (*Nicotiana, Petunia, Salpiglossis*), SCROPHULARIACEAE (*Antirrhinum, Linaria, Mimulus, Nemesis, Penstemon*), LOBELIACEAE (*Lobelia*).

D. Embrión periférico. El embrión encierra a los tejidos del endospermo o del perisperma.
 POLYGONACEAE (*Eriogonum*), CHENOPODIACEAE (*Kochia*), AMARANTHACEAE (*Amaranthus, Celosia, Gomphrena*), NYCTAGINACEAE (*Abronia, Mirabilis*).

II. Semillas con embrión dominante (no endospermicas); clasificadas de acuerdo con el tipo de cubiertas de la semillas.

A. Con cubiertas duras que restringen la entrada del agua.
 LEGUMINOSAE, GERANIACEAE (*Pelargonium*), ANACARDIACEAE (*Rhus*), RHAMNACEAE (*Ceanothus*), MALVACEAE (*Abutilon, Altea*), CONVULVACEAE (*Convolvulus*).

B. Semillas de cubiertas delgadas, con capa mucilaginosa.
 CRUCIFERAE (*Arabis, Iberis, Lobularia, Matthiola*), LINACEAE (*Linum*), VIOLACEAE (*Viola*), LABIATAE (*Lavandula*).

C. Cubiertas externas de las semillas leñosas, con una capa interna semipermeable (véase Fig. 3-8E).
 ROSACEAE (*Geum, Potentilla*), ZYGOPHYLLACEAE (*Larrea*), BALSAMINACEAE (*Impatiens*), CISTACEAE (*Cistus, Helianthemum*), ONAGRACEAE (*Clarkia, Oenothera*), PLUMBAGINACEAE (*Armeria*), APOCYNACEAE, POLEMONIACEAE (*Phlox*), HYDROPHYLLACEAE (*Nemophila, Phacelia*), BORAGINACEAE (*Anchusa*), VERBENACEAE (*Lantana, Verbena*), LABIATAE (*Coleus, Moluccella*), DIPSACAEAE (*Dipsacus, Scabiosa*).

D. Cubierta externa de la semilla fibrosa, con una capa membranosa más o menos semipermeable, incluyendo los remanentes del endospermo (véase Fig. 3-8F).
 COMPOSITAE (muchas especies).

III. No clasificadas.

A. Embrión rudimentario, sin reserva alimenticia.
 ORCHIDACEAE (orquídeas, en general).

B. Embrión miniatura modificado, situado en la periferia de la semilla.
 GRAMINEAE (gramíneas) (véase Fig. 3-8G).

C. Embrión miniatura axilar, circundado por tejido gametofítico (véase Fig. 3-8H).
 Gimnospermas, en particular coníferas.

Se sabe que esta serie de eventos se presenta en algunas especies de *Crepis*, *Taraxacum* (diente de león), *Poa* (pasto azul) y *Allium* (cebolla) sin el estímulo de la polinización. En otras especies, como algunas de *Parthenium* (guayule), *Rubus* (frambuesa), *Malus* (manzano), algunas especies de *Poa* y en *Rudbeckia*, al parecer se necesita la polinización, ya sea para estimular al embrión o para producir un endospermo viable.

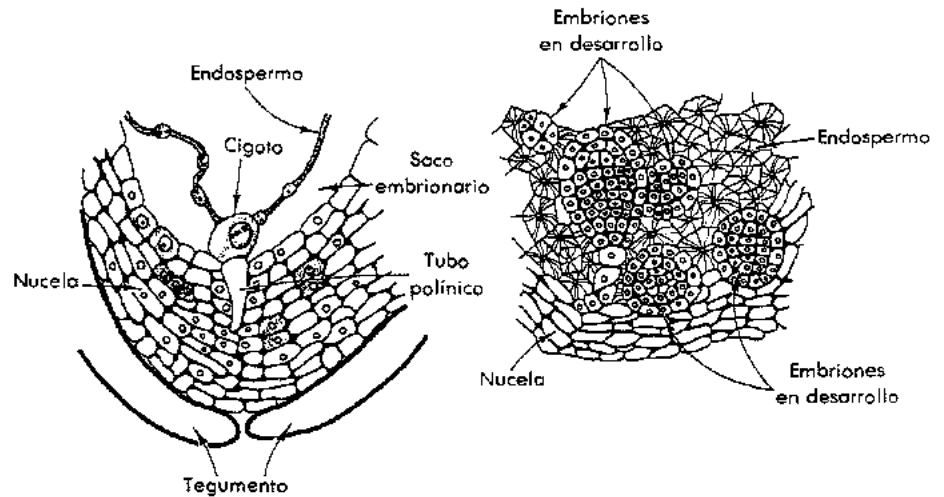


Fig. 3-9 El desarrollo de embriones nucelares en *Citrus*. Izquierda: estadio del embrión justo después de la fertilización, mostrando al cigoto y los remanentes del tubo polínico. Observe las células individuales, activas, de la nucela (sombreadas), que están en los periodos iniciales de la embriología nucelar. Derecha: un estadio posterior, mostrando los embriones nucelares en desarrollo. El más grande puede ser un embrión sexual. Reproducido de Gustafsson. (26)

EMBRIONÍA ADVENTICIA

La **embriología adventicia** es también conocida como **embriología nucelar** o **gemación nucelar**. En este tipo de apomixis los embriones se originan de una célula o de un grupo de células ya sea de la nucela (usualmente) o de los tegumentos, como se muestra en la Fig. 3-9. Difiere de la apomixis recurrente en que esos embriones se desarrollan fuera del saco embrionario y en adición al embrión regular. En algunas plantas, como en *Citrus*, la fecundación se efectúa de la manera usual y puede desarrollarse un embrión sexual más varios embriones apomícticos. En otras, como en algunas especies de *Opuntia*, los embriones apomícticos se desarrollan en forma espontánea aparentemente sin que se necesite polinización o fecundación.

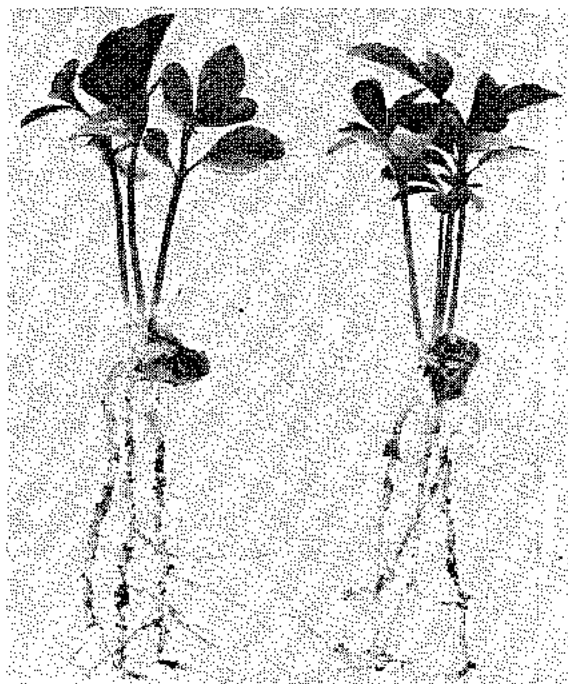
APOMIXIS NO RECURRENTE

En la **apomixis no recurrente**, se origina un embrión del núcleo del óvulo, sin fecundación. Como el óvulo es haploide, el embrión resultante también es haploide. Este caso es raro y principalmente de interés genético. No ocurre con regularidad en ninguna clase de plantas en especial como lo hacen la embriología adventicia y la apomixis recurrente.

APOMIXIS VEGETATIVA

En algunos casos, en lugar de flores se producen en la inflorescencia yemas vegetativas o **bulbillos**. Esto ocurre en *Poa bulbosa*, y en algunas especies de *Allium*, *Agave* y gramíneas.

Fig. 3-10 Poliembriónía en semillas de naranjo trifoliado (*Poncirus trifoliata*) mostrada por las varias plantas que se originan de cada semilla. Una plántula, por lo general la más débil, es de origen sexual, mientras que las otras son nucelares.



Poliembriónía

El fenómeno en el cual en una semilla existen presentes dos o más embriones se llama poliembriónía, (4, 34) pudiendo resultar de una de varias causas. La embriónía nucelar, como se describió para *Citrus*, es una causa (véase la Fig. 3-10). Otra es el desarrollo ocasional de más de un núcleo dentro del saco embrionario en adición del óvulo. La división del proembrión durante las primeras etapas del desarrollo, de ocurrencia común en las coníferas, conduce a la formación de embriones múltiples.

Significación de la apomixis

La apomixis ocurre de manera natural en muchas especies de plantas diferentes. (26, 39) Por lo general están implicados en ella poliploides o híbridos complejos. La apomixis se presenta en algunas cultivares de plantas y puede producirse con sistemas de crianza.

La posibilidad de reproducir apomícticamente cultivares de plantas tiene aplicaciones importantes en horticultura. Debido a que las plántulas producidas resultan de un proceso asexual, el procedimiento es un medio para producir poblaciones de plántulas genéticamente uniformes (véase el Cap. 4.) Estas plántulas siguen el mismo ciclo que aquellas producidas sexualmente, incluyendo una transición de la fase juvenil a la madura, excepto que tanto el ciclo inferior como el superior son asexuales.

En consecuencia, la producción de plántulas apomícticas resulta en extremo útil para reproducir plantas en las cuales la juvenilidad es una parte importante de su desarrollo, como en anuales, bienales o árboles forestales. Por lo común, las plántulas apomícticas no resultan

adecuadas para reproducir cultivares de árboles frutales y de nueces, en los cuales la fase juvenil implica un retraso del inicio de la producción así como características de crecimiento indeseable (véase el Cap. 8). Sin embargo, en algunas especies las plántulas apomícticas resultan útiles para producir cultivares uniformes de patrones para injerto.

Muchas especies y cultivares de *Citrus* producen semillas apomícticas que se usan como patrones. (11) las cuales invariablemente son uniformes y vigorosas; en contraste con las plántulas sexuales híbridas, más débiles y variables que en ocasiones puedan ocurrir. *Malus toringoides* y *M. sikkimensis* son especies de manzano que autopolinizadas son apomícticas, aunque con polinización cruzada producen una gran proporción de semillas híbridas. (12) Algunas especies de gramíneas son apomícticas facultativas. Las poblaciones de plantas de pasto azul de Kentucky (*Poa pratensis*) contienen individuos de reproducción tanto apomíctica como sexual, encontrándose en un estudio (9) un 85 % de plantas con reproducción apomíctica. Algunos pastos, como el tallo azul "King Ranch" (*Andropogon*), pasto bahía "Argentine" (*Paspalum notatum*) y el pasto navajita "Tucson" (*Bouteloua curtipendula*) son ejemplos de cultivares apomícticos. (10)

Las plántulas apomícticas o nucelares son apropiadas para eliminar virus, los cuales en muchos casos no se transmiten por semilla. De nuevo, este proceso produce una planta juvenil que para que alcance la fase madura debe ser vuelta a propagar consecutivamente (Cap. 8).

DESAROLLO DE ESPORAS

Los helechos se reproducen por esporas (43) y en su ciclo reproductivo se presentan dos estadios o generaciones separadas, como se muestra en la Fig. 3-11. Una de ellas es asexual, o esporofítica, en la cual la planta tiene raíces, tallos y hojas (frondas) conspicuos. La otra es la generación sexual o gametofítica, en la cual la planta es pequeña, inconspicua, sin raíces, tallos u hojas, y se le llama prótalo. Las esporas se producen en el envés de las frondas en grupos de esporangios, o receptáculos de esporas, que se presentan como puntos de color pardusco. A los grupos de esporangios se les llama soros y en ocasiones tienen una cubierta que se denomina indusio. Dentro de cada esporangio se forman 16 células madres de esporas, cada una de las cuales pasa por meiosis para producir cuatro esporas. Cada espora es haploide, con la mitad de números de cromosomas normal de la especie.

Las esporas son descargadas, y en condiciones favorables, de temperatura y humedad, "germinan" para producir el prótalo, una placa de células, plana, verde, con pequeñas estructuras semejantes a raíces (rizoides). Estos crecen hasta alcanzar unos 6 mm de diámetro en el transcurso de tres meses. En el envés del mismo prótalo (excepto en dos familias sin importancia económica) se producen estructuras masculinas (anteridios) y femeninas (arquegonios). Las células anterozoicas son descargadas y, en presencia de agua, son atraídas al arquegonio para fusionarse con el óvulo y producir un cigoto.

El cigoto se desarrolló al formar un embrión, el cual crece para producir la planta de helecho (esporofito), la cual tiene el número diploide de cromosomas de la especie. En su desarrollo inicial, el embrión forma un pie, a través del cual absorbe humedad y nutrientes del prótalo. Se produce una raíz que crece y se introduce en el suelo. También se produce la hoja primaria, que funciona como un órgano fotosintético temporal, y el tallo, que crece para formar un rizoma del cual se originan las frondas y las raíces permanentes.

En el Cap. 20 se presentan procedimientos para la propagación de helechos.

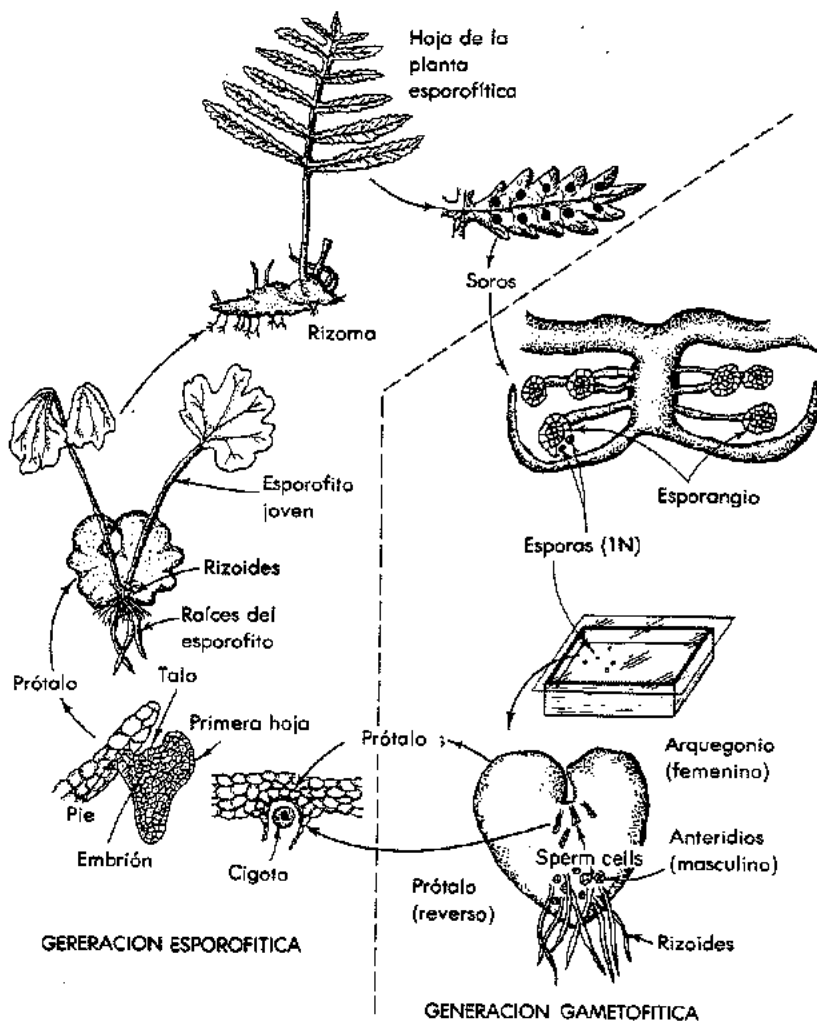


Fig. 3-11 El desarrollo de esporas en el ciclo biológico de un helecho.

BIBLIOGRAFIA

1. Atwater, B. R. 1980. Germination, dormancy and morphology of the seeds of herbaceous ornamental plants. *Seed Sci. and Tech.* 8:523-73.
2. Austin, R. B. 1972. Effects of environment before harvesting on viability. In *Viability of seeds*, E. H. Roberts, ed. New York: Syracuse Univ. Press, pp. 114-49.
3. Bewley, J. D., and M. Black. 1978. *Physiology and biochemistry of seeds in relation to germination. Vol. 1 Development, Germination, and Growth.* Berlin: Springer-Verlag.
4. Bhatnager, S. P., and B. M. Johri. 1972. Development of angiosperm seeds. In *Seed biology*, Vol. 1, T. T. Kozlowski, ed. New York, Academic Press, pp. 77-149.
5. Black, M. 1980/1981. The role of endogenous hormones in germination and dormancy. *Israel Jour. Bot.* 29:181-92.

6. Bohart, G. E., and T. W. Koerber. 1972. Insects and seed production. In *Seed biology*, Vol. 3, T. T. Kozłowski, ed. New York: Academic Press, pp. 1-54.
7. Brink, R. A. 1962. Phase change in higher plants and somatic cell heredity. *Quart. Rev. Bio.* 37(1):1-22.
8. Brink, R. A., and D. C. Cooper. 1947. The endosperm in seed development. *Bot. Rev.* 13:423-541.
9. Brittingham, W. H. 1943. Type of seed formation as indicated by the nature and extent of variation in Kentucky bluegrass, and its practical application. *Jour. Agr. Res.* 67:255-64.
10. Burton, G. W., and G. F. Sprague. 1961. Use of hybrid vigor in plant improvement. In *Germ plasm resources*, R. E. Hodgson, ed. Washington, D.C.: Amer. Assoc. Adv. Sci. Publ. No. 66, pp. 191-203.
11. Cameron, J. W., R. K. Soost, and H. B. Frost. 1959. The horticultural significance of nucellar embryony in citrus. In *Citrus virus diseases*, J. Wallace, ed. Berkeley: Univ. of Calif., Division of Agr. Sci., pp. 191-96.
12. Campbell, A. J., and D. Wilson. 1962. Apomictic seedling rootstocks for apples: Progress report, III. *Ann. Rpt. Long Ashton Hort. Res. Sta. (1961)*: 68-70.
13. Cooper, D. C., and R. A. Brink. 1940. Somatoplastic sterility as a cause of seed failure after interspecific hybridization. *Genetics* 25:593-617.
14. ———. 1945. Seed collapse following matings between diploid and tetraploid races of *Lycopersicon pimpinellifolium*. *Genetics* 30:375-401.
15. Craig, R. 1976. Flower seed industry. In *Bedding plants; A manual on the culture of bedding plants as a greenhouse crop*, J. W. Mastalerz, ed. University Park, Pa.: Pennsylvania Flower Growers, pp. 25-46.
16. Davis, L. D. 1939. Size of aborted embryos in the Phillips Cling peach. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 37:198-202.
17. Delouche, J. C. 1980. Environmental effects on seed development and seed quality. *HortScience* 15(6):13-18.
18. Dickson, M. H. 1980. Genetic aspects of seed quality. *HortScience* 15(6):771-74.
19. Dure, L. S., III. 1975. Seed formation. *Ann. Rev. Plant Phys.* 26:259-78.
20. ———. 1979. Role of stored messenger RNA in late embryo development and germination. In *The plant seed: Development, preservation, and germination*, I. Rubenstein et al., eds. New York: Academic Press, pp. 113-28.
21. Dure, L. S., III, G. A. Galau, and S. Greenway. 1980/1981. Changing protein patterns during cotton cotyledon embryogenesis and germination as shown by *in vivo* and *in vitro* synthesis. *Israel Jour. Bot.* 29:293-306.
22. Edwards, D. G. W. 1980. Maturity and quality of tree seeds: A state-of-the-art review. *Seed Sci. and Tech.* 8:625-57.
23. Ehrenberg, C., A. Gustafsson, C. P. Forshell, and M. Simak. 1955. Seed quality and the principles of forest genetics. *Hereditas* 41:291-366.
24. Goldbach, H., and C. Michael. 1976. Abscisic acid content of barley grains during ripening as affected by temperature and variety. *Crop Sci.* 16:797-99.
25. Gunn, C. R. 1972. Seed collecting and identification. In *Seed biology*, Vol. 3, T. T. Kozłowski, ed. New York: Academic Press, pp. 55-144.
26. Gustafsson, A. 1946-1947. Apomixis in higher plants, Parts I-III. *Lunds Univ. Arsskrift*, N.F. Avid. 2 Bd 42, Nr. 3:42(2); 43(2); 43(12).
27. Hackett, W. P. 1982. Phase change and intra-clonal variability. *HortScience*: (in press).

28. Hesse, C. O., and D. E. Kester. 1955. Germination of embryos of *Prunus* related to degree of embryo development and method of handling. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 65:251-64.
29. Jones, H. A. 1927. Pollination and life history studies of the lettuce (*Lactuca sativa* L.). *Hilgardia* 2:425-79.
30. Kester, D. E. 1982. The clone in horticulture. *HortScience*: (in press).
31. Kester, D. E., and C. O. Hesse. 1955. Embryo culture of peach varieties in relation to season of ripening. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 65:265-73.
32. Lammerts, W. E. 1942. Embryo culture, an effective technique for shortening the breeding cycle of deciduous trees and increasing germination of hybrid seed. *Amer. Jour. Bot.* 29:166-71.
33. Luckwill, L. C. 1948. The hormone content of the seed in relation to endosperm development and fruit drop in the apple. *Jour. Hort. Sci.* 24:32-44.
34. Maheshwari, P., and R. C. Sachar. 1963. Polyembryony. In *Recent advances in the embryology of angiosperms*, P. Maheshwari, ed. Delhi, India: Univ. of Delhi, Int. Soc. of Plant Morph., pp. 265-96.
35. Martin, A. C. 1946. The comparative internal morphology of seeds. *Amer. Midland Nat.* 36:512-660.
36. Mayer, A. M., and A. Poljakoff-Mayber. 1975. *The germination of seeds*. Oxford: Pergamon Press.
37. Nitsch, J. P. 1971. Perennation through seeds and other structures. *Plant physiology*, Vol. 4A, F. C. Steward, ed. New York: Academic Press.
38. Norstog, K. 1979. Embryo culture as a tool in the study of comparative and developmental morphology. In *Plant cell and tissue culture: Principles and applications*, W. R. Sharp et al., eds. Columbus, Ohio: Ohio State Univ. Press, pp. 179-202.
39. Nygren, A. 1954. Apomixis in the angiosperms II. *Bot. Rev.* 20:577-649.
40. Pollock, B. M., and E. E. Roos. 1972. Seed and seedling vigor. In *Seed biology*, Vol. 1, T. T. Kozlowski, ed. New York: Academic Press, pp. 314-88.
41. Radley, M. 1979. The role of gibberellin, abscisic acid, and auxin in the regulation of developing wheat grains. *Jour. Exp. Bot.* 30(116):381-89.
42. Rietsema, J., S. Satina, and A. F. Blakeslee. 1955. Studies on ovule and embryo growth in *Datura*. I. Growth analysis. *Amer. Jour. Bot.* 42:449-54.
43. Roberts, D. J. 1965. Modern propagation of ferns. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 15:317-22.
44. Rolston, M. P. 1978. Water impermeable seed dormancy. *Bot. Rev.* 44:365-96.
45. Sanders, M. E. 1948. Embryo development in four *Datura* species following self and hybrid pollinations. *Amer. Jour. Bot.* 35:525-32.
46. Schopmeyer, C. S., ed. 1974. *Seeds of woody plants in the United States*. U.S. Dept. Agr. Handbook No. 450. Washington, D.C.: U.S. Government Printing Office.
47. Singh, H., and B. M. Johri. 1972. Development of gymnosperm seeds. In *Seed biology*, Vol. 1, T. T. Kozlowski, ed. New York: Academic Press, pp. 22-77.
48. Shepherd, P. H. 1955. The kernel told the tale. *Amer. Fruit Grower* 75:37.
49. Stephens, W. 1969. The mangrove. *Oceans* 2(5):51-55.
50. Taylorson, R. B., and S. B. Hendrick, 1977. Dormancy in seeds. *Ann. Rev. Plant Phys.* 28:331-54.

51. Tisserat, B., E. B. Esan, and T. Murashige. 1979. Somatic embryogenesis in angiosperms. *Hort. Rev.* 1:1-78.
52. Van der Pijl, L. 1969. *Principles of dispersal in higher plants*. Berlin: Springer-Verlag.
53. Varner, J. E. 1965. Seed development and germination. In *Plant biochemistry*, J. Bonner and J. E. Varner, eds. New York: Academic Press.
54. Walton, D. C. 1980. Biochemistry and physiology of abscisic acid. *Ann. Rev. Plant Phys.* 31:453-89.
55. Wardlaw, C. W. 1965. *Physiology of embryonic development in cornophytes*. In *Encyclopedia of Plant Physiology*, Vol. 15, pp. 844-965.
56. Wellington, P. S., and V. W. Durham. 1958. Varietal differences in the tendency of wheat to sprout in the ear. *Empire Jour. Exp. Agr.* 26:47-54.
57. Zimmerman, R. H., ed. 1976. Symposium on juvenility in woody perennials. *Acta Hort.* 56:1-317.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- HESLOP-HARRISON, J. 1972. Sexuality of angiosperms. Chapter 9 in *Plant physiology*, Vol. 6C, F. C. Steward, ed. New York: Academic Press, pp. 134-289.
- KOZLOWSKI, T. T., ed. 1972. *Seed biology*, Vol. 1. *Importance, Development and Germination*. New York: Academic Press.
- MARTIN, A. C., and W. D. BARKLEY. 1961. *Seed identification manual*. Berkeley: Univ. of Calif. Press.
- MUSIL, A. F. 1963. *Identification of crop and weed seeds*. U.S. Dept. Agr. Handbook 219. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.
- NITSCH, J. P. 1971. Perennation through seeds and other structures. Chapter 4 in *Plant physiology*, Vol. 6A, F.C. Steward, ed. New York: Academic Press.
- RUBENSTEIN, I., R. L. PHILLIPS, C. E. GREEN, and G. GENGENBACH, eds. 1979. *The plant seed: Development, preservation and germination*. New York: Academic Press.
- U.S. DEPT. OF AGRICULTURE. 1961. *Seeds: Yearbook of agriculture*. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.

4

Producción de Semillas Genéticamente Puras

En la naturaleza, las plantas superiores se reproducen principalmente por semilla. La variabilidad genética característica que ocurre entre grupos de plántulas es importante para permitir la adaptación continuada de ciertas especies a posibles cambios en el ambiente. Dentro de cada generación, los individuos que están mejor adaptados a su medio tienden a sobrevivir, producir la siguiente generación y reproducir la especie.

Por otra parte, la propagación de plantas cultivadas exige que durante la reproducción de las semillas se controle la variabilidad genética, pues de otro modo podría perderse el valor de la cultivar. Las características que han sido seleccionadas como importantes en agricultura y horticultura es posible que no se perpetúen con consistencia en la siguiente generación a menos que se sigan principios y procedimientos específicos.

EMPLEO DE PLANTULAS EN LA PROPAGACION

Propagación en masa

La propagación por plántulas es el método más eficiente y económico de propagación en tanto pueda controlarse la variabilidad genética dentro de límites aceptables. Se pueden producir en masa muchos millones de semillas, almacenarlas durante largo tiempo, transportarlas a todo el mundo y volverlas a propagar masivamente en forma muy eficiente.

Entre las plantas anuales y bienales que se deben cultivar a partir de semillas se encuentran esencialmente todos los cultivos de campo (cereales, forrajes, pastos, fibras y oleaginosas), la mayoría de las hortalizas y muchos cultivos ornamentales. (25) La industria de plantas de huerto o jardín depende, en gran parte, de las semillas para la producción de plantas florales y de hortalizas. (33) En general, la propagación por semillas se ha hecho posible mediante el desarrollo de cultivares que son líneas puras que reproducen fielmente sus características, en las cuales la variabilidad genética ha sido controlada durante la producción de las semillas.

La propagación por semillas de plantas perennes herbáceas y leñosas también es importante en muchos cultivos. Por ejemplo, se utilizan semillas para reproducir especies y variedades

botánicas de muchas plantas que producen bulbos, como tulipanes y lirios, así como las cultivares de diversas herbáceas perennes, como ciclamen y begonias tuberosas.

Los árboles forestales y muchos arbustos y árboles de ornato se cultivan principalmente de semillas, debido ya sea a que no se dispone de métodos vegetativos o que éstos no resultan económicos en las cantidades requeridas. Más aún, el hábito juvenil que se obtiene en las plántulas es deseable y, además, ciertas variación entre las plántulas resulta útil. Los procedimientos de selección de semillas para reducir la viabilidad constituyen una parte importante de la propagación de leñosas perennes.

Patrones

La mayoría de las cultivares de árboles frutales, de nueces y de sombra son clones propagados vegetativamente. En los viveros se utilizan extensamente plántulas para obtener patrones sobre los cuales se injertan esas cultivares.

Crianza

El cultivo de plántulas es el medio más importante para desarrollar nuevas variedades, debido a la variabilidad que resulta de la segregación de cromosomas en la reproducción sexual.

REQUERIMIENTOS DE POLINIZACION DE LAS PLANTAS

La polinización es la transferencia del polen de una antera al estigma de una flor. Un tubo polínico crece hacia abajo en el estilo hasta llegar al óvulo, donde se efectúa la fecundación. El desarrollo de la semilla puede resultar (a) de autogamia, en donde el polen puede provenir de la misma flor, de flores diferentes que están en la misma planta o de flores que están en plantas diferentes del mismo clon; (b) de alogamia, en la cual el polen procede de una planta o de un clon diferente, o (c) apomixis, en la cual el proceso asexual sustituye al sexual. Además, en algunas plantas puede efectuarse autopolinización o polinización cruzada, variando la cantidad de ellas según la especie; y por factores ambientales. En otros casos, la producción de semillas es en parte sexual y en parte apomítica. (18)

Plantas autógamas

Las cultivares de cosechas autógamas pueden ser propagadas por semillas con ocurrencia de poca variabilidad, aún si las siembras de una cultivar se hacen bastante cerca de otras cultivares de la misma especie. De ordinario, la polinización cruzada es menor del 4%. (18)

Las cultivares autógamas se pueden mantener con facilidad mediante propagación por semillas debido a que en gran parte son homocigotas. Con la autogamia, la descendencia de plantas homocigotas también es homocigota y heredan las características de los progenitores. Las plantas heterocigotas, si se autofecundan, se segregan (véase como ejemplo la descendencia de plantas altas y enanas de chícharo que se muestra en la Fig. 1-3). Con generaciones con-

Tabla 4-1 Requerimientos mínimos de aislamiento para la producción de semillas de algunas especies de cosechas de gran cultivo y de hortalizas. (3)

Tipo de polinización	Especie	Clase de semilla		
		Básica	Registrada	Certificada
Autopolinizada	cebada, avena, trigo, arroz, maní, soya, lespedeza, chícharo (seco), frijol, chícharo de vaca, lino	Los campos deben estar separados por un lindero bien definido, adecuado para impedir mezclas mecánicas		
Autopolinizadas, pero en menor grado que las de la lista anterior	gramíneas forrajeras (especies autóгамas y apomíticas)	18 m	9 m	4,5 m
	algodonero (tipo upland)	30 m de cultivos que difieren marcadamente		
	algodonero (tipo egipcio)	400 m	400 m	200 m
	chiles (ajíes)	60 m	30 m	9 m
	tomate	60 m	30 m	9 m
De polinización cruzada, por insectos	tabaco	45 m o por cuatro surcos de borde de cada cultivar. El aislamiento entre cultivares de tipos diferentes debe ser de 400 m		
	alfalfa, trébol para pájaro, trébol rojo, trébol blanco, trébol dulce	182 m o 273 m*	91 m o 136 m*	50 m
De polinización cruzada, por el viento	mijo	400 m	400 m	200 m
	cebolla	1600 m	800 m	400 m
	sandía	800 m	800 m	400 m
	maíz híbrido común	200 m (puede ser reducido si el campo se rodea con un número especificado de surcos de bordo y las cultivares cercanas son del mismo color y textura)		
	gramíneas forrajeras	273 m	91 m	50 m

* La primera distancia si la parcela es menor de 2 ha; la segunda si la parcela es mayor de 2 ha.

tinuadas de autopolinización, aumenta la proporción de plantas homocigotas, mientras que aquella de plantas heterocigotas disminuye en cada generación por un factor de un medio. Después de 5 a 10 generaciones, el grupo de descendientes de los progenitores originales se ha segregado para formar una mezcla de líneas que más o menos reproducen con fidelidad sus características. (6)

La línea es una de las principales categorías de las cultivares. Es una población de plantas autógamas que han sido seleccionadas para conformar cierta norma, eliminando aquellas que sean fuera de tipo y "fijando" las características de la cultivar mediante generaciones consecutivas de autofecundación. Si toda la descendencia procede de una sola planta homocigota, se le llama línea pura.

En varias plantas (Tabla 4-1) la autofecundación natural es resultado de una estructura particular de la flor. Algunos de los cultivos alimenticios más importantes, como el trigo, la cebada y el arroz, son naturalmente autógamas. Sin duda esa característica ha hecho posible su mantenimiento en cultivo, conduciendo al inicio de la agricultura hace unos 10 000 años.

Plantas alógamas

Las mayorías de las especies y cultivares son naturalmente alógamas. En muchos casos es posible tanto la autogamia como la alogamia, pero algunas plantas tienen mecanismos que impiden la autofecundación. Entre ellos se encuentran los tipos siguientes:

Dioecia. Las flores pistiladas (femeninas) y las estaminadas (masculinas) se producen en plantas separadas (acebo, pistache, palma datilera, espárrago).

Monoecia. Los pistilos (hembra) y los estambres (macho) se desarrollan en flores separadas, en la misma planta (maíz, nogal, coníferas).

Dicogamia. El polen se libera en épocas diferentes a aquellas en que el pistilo es receptivo (incluye a muchas cultivares de nogal y de pecanero).

Autoesterilidad. Genes específicos impiden la formación normal de la estructura masculina (polen) o de la femenina (pistilo). Se han usado líneas de maíz con esterilidad del polen (Fig. 4-1) o de cebolla para producir semillas híbridas.

Incompatibilidad. Incapacidad del polen para crecer en el pistilo de la misma flor o flores de la misma planta, aunque el polen mismo es viable. La incompatibilidad se presenta también entre flores de plantas diferentes de la misma cultivar propagada vegetativamente (cerezo dulce, almendro, lirio, petunia, col).

La polinización cruzada se efectúa por varios agentes.

La polinización por el viento es la regla cuando las plantas tienen flores inconspicuas. Ejemplos de ello son las gramíneas forrajeras, el olivo, los árboles amentíferos como el nogal, el encino, el aliso y el álamo. El polen producido por esas plantas, por lo general, es ligero y seco, siendo en algunos casos transportado a grandes distancias en las corrientes de aire.

La polinización por insectos es la regla en plantas con flores blancas, de colores brillantes o destacadas en alguna otra forma que atrae a los insectos. La abeja es uno de los agentes de polinización más importantes, aunque las abejas silvestres, las mariposas, las palomillas y las moscas también obtienen polen y néctar de la flor. Por lo general, el polen es pesado y pegajoso, adherente al insecto.

La polinización a mano controlada por el hombre, es una práctica importante en los programas de fitomejoramiento y también en la producción de la semilla de algunas plantas.

Entre otros agentes polinizadores se encuentran los pájaros, murciélagos, caracoles y el agua, que son efectivos en ciertas especies de plantas.

EN LA NATURALEZA

En la mayoría de las especies de plantas al parecer la polinización cruzada es la condición más conveniente. Mantiene un grado de variabilidad y de heterocigocidad que da oportunidad para que se efectúen cambios evolutivos si cambia el ambiente. En la naturaleza, las especies o variedades botánicas tienden a ser de fenotipo relativamente uniforme. Por otra parte, dentro de la especie pueden presentarse subgrupos (ecotipos) que están adaptados de manera específica a un nicho ecológico determinado, aunque no sean morfológicamente diferentes. A la variación que se presenta en un gradiente específico se le llama *clín*. (31) Cuando las semillas de este grupo natural se seleccionan para propagación tienden a reproducir la planta de la cual se tomó en particular.

En ciertos casos puede presentarse un gran incremento en poblaciones de plántulas. Por ejemplo, si una especie se coloca muy cerca de otra, muy afín a ella, en tal forma que se efectúe fecundación cruzada, es posible encontrar descendientes híbridos que difieran bastante del aspecto de sus progenitores. De igual manera, si se efectúa autogamia forzada, a menudo se presenta una producción de semillas escasas y débiles, con plántulas variables. Cuando se llevan a un arboreto plantas individuales de una especie, puede presentar cualquiera de esas situaciones. (50, 53)

EN CULTIVO

La propagación de las semillas de cultivares alógamos presenta más problemas de producción que aquella de cultivares autógamos dado que las plantas alógamas tienden a tener cierto grado de heterocigocidad y a menudo los grupos de plántulas son variables. La mayoría de las cultivares alógamas proceden de sistemas de crianza en los cuales se ha controlado el potencial de variación. Para tener éxito en la producción de semillas es necesario mantener esos controles, cuyos procedimientos varían según la cultivar.

Se siembran varias clases de cultivares alógamas:

Las **líneas autofecundadas** son cultivares que reproducen con fidelidad su tipo y que resultan de la autopolinización artificial de plantas progenitoras seleccionadas, seguida por una selección continuada en las generaciones siguientes del tipo escogido. Una vez que se ha seleccionado una cultivar de esta clase, se mantiene cultivando las plantas en aislamiento y permitiendo que éstas se autopolinicen o se crucen en forma natural. A esta práctica se le llama **polinización abierta**. En algunas especies, es posible que se necesite polinizar a mano.

El término **línea híbrida** describe al híbrido F_1 de dos líneas autofecundadas. (12, 21, 22) En algunas especies de plantas, la autofecundación artificial produce una declinación en vigor y tamaño pero un aumento en la uniformidad. Algunas líneas autofecundadas mueren, otras se estabilizan. Si dos líneas autofecundadas se cruzan entre sí, es muy probable que la generación F_1 de plantas híbridas produzca una población uniforme y vigorosa de plantas heterocigotas. Esas cultivares híbridas F_1 , desarrolladas primero para maíz, proporcionan un ejemplo clásico de la ventaja del vigor híbrido (véase Fig. 4-1).

La hibridación puede hacerse entre dos líneas autofecundadas (**cruza simple**), entre dos cruzadas simples (**cruza doble**), entre una línea autofecundada y una variación alógama (**mez-tizo**), o entre una cruzada simple y una línea autofecundada (**cruza triple**). (45)

Las líneas híbridas también han alcanzado importancia en varias especies cultivadas de flores y hortalizas como petunia, geranio, zinia, cempasúchil (*Tagetes*), antirrinós, cebolla, tomate y espárrago así como de algunos granos (arroz). (51)

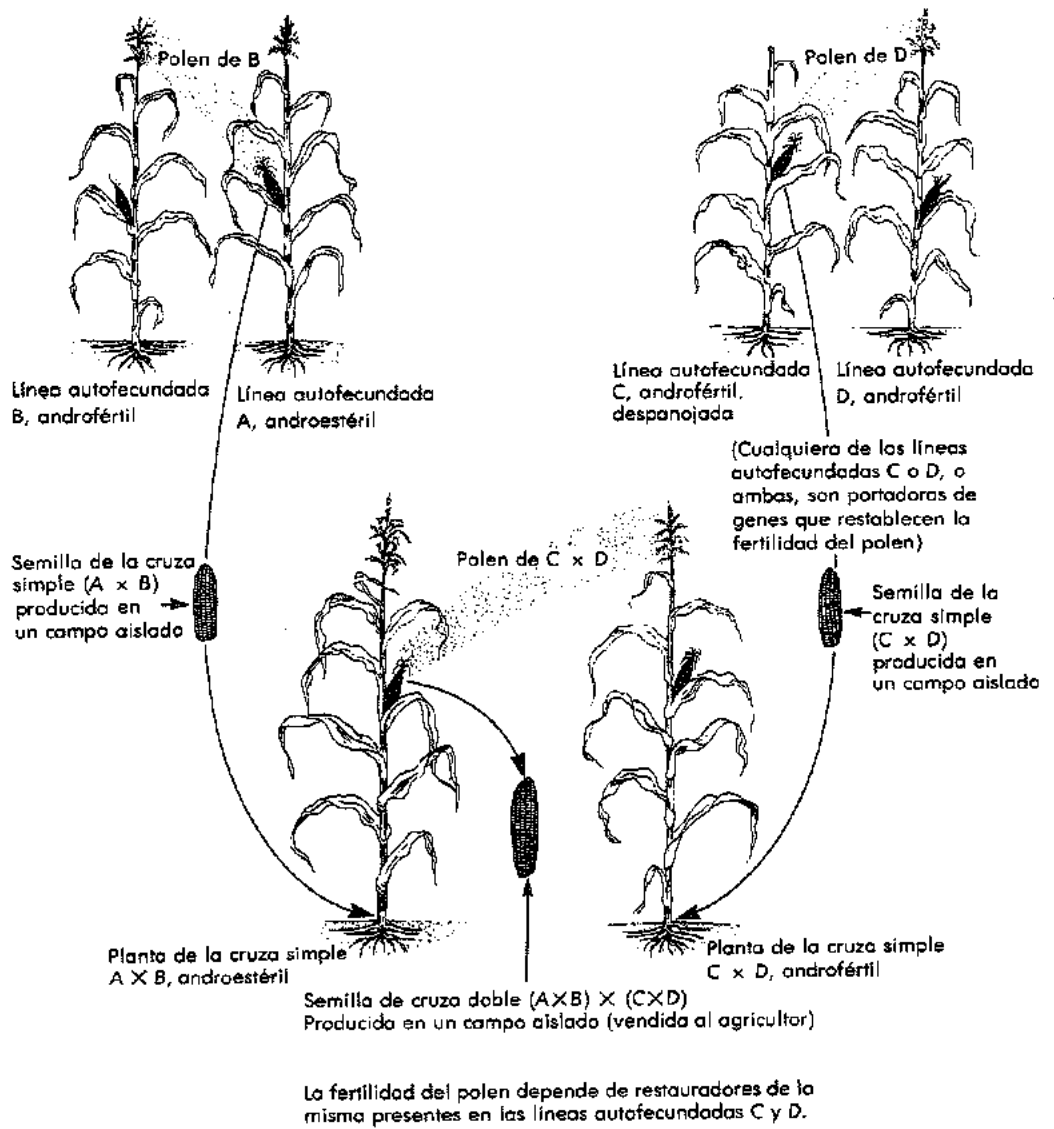


Fig. 4-1 Producción de semillas de maíz híbrida utilizando la androesterilidad citoplásmica en la obtención de una cruz simple y de una cruz doble. En este ejemplo, sólo una línea autofecundada, A, es androestéril. La androesterilidad citoplásmica es transmitida a la cruz simple A x B. Los genes restablecedores del polen llevados por las líneas C o D dan fertilidad del polen a la cruz doble (A x B) x (C x D). Fuente: USDA

La producción de semillas líneas híbridas requiere que los progenitores se mantengan (a) como líneas autofecundadas, o (b) como clones propagados vegetativamente. El cruzamiento entre esos progenitores debe efectuarse de manera que se reconstruya la F₁ para cada grupo de semillas. Normalmente, las semillas de esas plantas híbridas, F₁ no pueden utilizarse para la si-

guiente generación debido a que esa generación F_2 incluiría a un gran número de plantas variables y se perderían las características deseadas.

Los grupos no uniformes (poblaciones de plántulas) implican el control de la variabilidad para características particulares. Las mezclas pueden tener una combinación de características específicas. Las mezclas pueden incluir una combinación de genotipos que varían en cierto carácter, como color de la flor, pero son similares en todas sus otras características (12).

Una cultivar sintética (6) está formada por plántulas producidas combinando cierto número de líneas o clones genéticamente diferentes pero de fenotipo similar, que se han dejado cruzar entre sí al azar. A la primera generación de semillas se le llama *Sin-1*, a la segunda *Sin-2*, etc. El material original se mantiene y se multiplica sólo por un número limitado de generaciones de semillas a partir de la original *Sin-0*. A las cultivares se les llama compuestos. (48)

De algunos cultivos florales como petunia, pensamiento y antirrino se producen estirpes F_2 . (12) Aplicando métodos fitotécnicos se han producido poblaciones relativamente uniformes en las cuales la gama de variabilidad es aceptable para los propósitos a que se destinan. Como esa semilla se produce por autogamia o alogamia de la F_1 de los híbridos, su producción resulta mucho menos costosa que aquella de la semilla de híbridos F_1 .

PRODUCCION DE SEMILLAS DE PLANTAS HERBACEAS

Para conservar la identidad genética de una cultivar propagada por semilla es necesario controlar el origen de la semilla y el procedimiento de propagación. La contaminación puede resultar de polinización fortuita con plantas de un genotipo diferente o de la mezcla con semillas de plantas cultivadas de menor valor o con semillas de malezas. Las semillas extrañas, similares a aquella del cultivo que se hace para obtener semilla pura, no se pueden separar con facilidad con equipo para limpiar semilla.

Métodos para conservar la identidad genética

AISLAMIENTO

El aislamiento es necesario: 1) para evitar la contaminación por polinización cruzada con una cultivar diferente pero afín; y 2) para impedir mezclas mecánicas durante la cosecha. Se logra principalmente por la separación, pero también puede lograrse encerrando plantas o grupos de ellas en jaulas, cubriendo las flores individuales o quitando las partes masculinas de la flor y recurriendo luego a la polinización artificial.

En la producción de semillas de plantas autógamas, para impedir las mezclas mecánicas durante la cosecha es necesario separar las cultivares diferentes. La distancia mínima que de ordinario se especifica entre parcelas es de 3 m (véase la Tabla 4-1). Durante la cosecha, se deben mantener separadas las semillas de las distintas cultivares. Cuando se cambia de una cultivar a otra, es indispensable efectuar una cuidadosa limpieza del equipo de cosecha. En forma similar, los sacos y otros recipientes que se utilicen para guardar las semillas deben limpiarse con todo cuidado para eliminar las que hayan quedado de lotes anteriores.

En la producción de semilla de plantas polinizadas por el viento o por los insectos, se necesita una separación mucho más considerable. La distancia mínima entre cultivares depende de varios factores, como el grado de polinización cruzada natural, el agente polinizador, la direc-

ción de los vientos prevalecientes y el número de insectos presentes. Para plantas polinizadas por insectos, la distancia mínima es de 0.4 a 1.6 km.

La distancia a que deben separarse cultivares de plantas polinizadas por el viento depende de la especie o tipo de planta. La distancia que de ordinario se especifica para maíz es de 0.2 km, pero esa distancia puede reducirse sembrando surcos de bordo de la cultivar polinizadora. En la remolacha, se recomienda una separación de 0.8 a 1.6. km y para producir semilla básica es preferible una separación de 3.2. km. (26, 39) Los campos productores de semilla de dos cultivares diferentes no deben quedar en la dirección de los vientos prevalecientes.

La polinización cruzada se efectúa entre ciertas cultivares y no entre otras. En general, cualquier cultivar puede contaminar a otras de la misma especie; puede o no contaminar cultivares de especies diferentes pero del mismo género, y con rareza contaminará a las que pertenezcan a otro género. Dado que es posible que la clasificación hortícola no indique relaciones taxonómicas, los productores de semilla deben estar familiarizados con las relaciones botánicas existentes entre las cultivares que siembran.

DESMEZCLADO

En los campos productores de semilla, se debe efectuar un desmezlado, eliminando las plantas fuera de tipo, las de otras cultivares y las malezas. Un bajo porcentaje de esas plantas puede no afectar seriamente el comportamiento de ningún lote de semillas en particular, pero la presencia continuada de ellas conducirá, con el transcurso de cierto tiempo, a la deterioración de la cultivar.

Las plantas fuera de tipo pueden aparecer debido a que aún en cultivares muy homocigotas hay presentes genes recesivos. Dichos genes pueden originarse por mutación, un proceso que ocurre de continuo con una tasa baja. Es posible que el efecto de un gene mutante recesivo que controle una característica dada de una planta no se observe de inmediato en la planta en que se origina. La planta se vuelve heterocigota para ese gene y en una generación subsecuente se segrega y el carácter aparece en la descendencia. Algunas cultivares tienen genes mutables que de continuo producen individuos fuera de tipo. (38) Las plantas individuales fuera de tipo deben eliminarse de los campos de producción de semillas antes de que se efectúe la polinización. Para ello se requiere efectuar inspecciones regulares de los campos productores de semillas con personal experimentado.

Las plantas espontáneas, que nacen de semillas plantadas accidentalmente o de semillas producidas por cultivos previos, constituyen otra fuente de contaminación. En los campos que se destinen al cultivo de una variedad específica no se debe sembrar durante varios años anteriores alguna cultivar que potencialmente pueda ser contaminante.

PRUEBAS

Las cultivares que se usen en la producción de semillas deben sembrarse periódicamente en parcelas de prueba para asegurarse que conservan sus características. Las compañías productoras de semillas mantienen para ese fin huertos de prueba supervisados por personal competente.

CONTROL DE LA SECUENCIA DE GENERACIONES

El proceso de distribución de una cultivar propagada por semilla comienza destinando una provisión limitada de esa semilla como el núcleo para la futura propagación de la cultivar. Las

Certificación de semillas

La producción comercial de diversas semillas agrícolas se regula a través de un sistema voluntario de certificación de semillas. (3, 11) En la mayoría de los estados de los EUA existen programas de ese tipo llevados a cabo mediante trabajos en cooperación de dependencias oficiales de investigación, extensión y regulación agrícolas y una oficina estatal certificadora de semillas; con frecuencia denominada Crop Improvement Association. De ordinario, esta oficina tiene asignadas por ley las atribuciones para la certificación de semillas. Sus miembros incluyen a los productores así como a otros individuos interesados en la producción de "semilla certificada". En los EUA y Canadá esas organizaciones estatales son coordinadas por la Association of Official Seed Testing Agencies (AOSCA). (3) Internacionalmente, la certificación de semillas es regulada por la Organización para la Cooperación y el Desarrollo Económico (OECD).

El objetivo principal de la certificación de semillas es proteger las cualidades genéticas de una cultivar, pero también pueden exigirse requisitos de calidad de la semilla. La oficina certificadora de semillas determina la elegibilidad de ciertas cultivares, establece normas para su aislamiento, la presencia de plantas fuera de tipo y la calidad de la semilla cosechada, efectuando inspecciones para cerciorarse que esas normas se cumplen. También interviene en el procesamiento de la semilla. Para muchos cultivos existen normas mínimas recomendadas. Debido a que los requisitos específicos de certificación pueden variar de un estado a otro, se deben estudiar las disposiciones locales, estatales y nacionales.

La pureza genética se mantiene al utilizar ciertas clases de semillas que designan las generaciones permitidas después de usar la fuente original. Su propósito es permitir un incremento en el suministro de semilla bajo condiciones que conserven la identidad genética.

Semilla original. Es la que produce el fitotécnico o la institución y constituye la fuente inicial de todas las clases certificadas.

Semilla básica. Es la que desciende de la semilla original y es manejada para mantener las más altas normas de identidad genética y pureza. Es la fuente de todas las otras clases de semillas certificadas, pero también se puede usar para producir una cantidad adicional de semilla original. La semilla selecta es una designación canadiense equivalente a esta clase.

Semilla registrada. Procede de la semilla básica (y a veces de semilla original o de otra semilla registrada) y se produce bajo normas específicas aprobadas y certificadas por la oficina de certificación, establecidas para mantener una identidad genética y pureza satisfactorias.

Semilla certificada. Es la que procede de la semilla registrada (y en ocasiones de la semilla original, básica, o de otra clase certificada), y es la que se produce en mayores cantidades y es vendida a los agricultores. Se produce bajo normas específicas para mantener un nivel satisfactorio de identidad genética y pureza, siendo aprobada y certificada por la oficina certificadora.

Los sacos de las diferentes clases de semillas se identifican con etiquetas de diferentes colores, colocadas en forma tal que sean difíciles de quitar sin alterar los envases.

Los sacos de semilla certificada llevan una etiqueta azul, distribuida por la oficina certificadora de semillas, como prueba de la identidad genética y pureza de la semilla que contienen. Los sacos de semilla registrada llevan una etiqueta con la leyenda "registrada" o una etiqueta púrpura. De manera similar, la semilla básica es marcada con una etiqueta de semilla certificada, con la leyenda de "básica" o con una etiqueta blanca. El esquema OECD Internacional incluye semilla básica (equivalente a semilla básica o registrada). También acepta semilla certificada de primera generación (etiqueta azul) y de segunda generación (etiqueta roja).

plantas que han producido esa semilla se han seleccionado con todo cuidado en el proceso de desarrollo de la cultivar y constituyen la norma de la misma. A ese material de semilla inicial se le llama **semilla original** y se proporciona a los productores de semilla para su multiplicación y distribución comercial.

La producción comercial de semillas requiere no sólo (a) aislamiento e inspección, sino también (b) una secuencia controlada de generaciones combinada, en unos cuantos casos, (c) con el mantenimiento de una provisión limitada de plantas primarias o nucleares, bajo controles estrictos para mantener la pureza genética. La fuente primaria puede mantenerse con propagación vegetativa, como en los espárragos o la col de Bruselas. La mayoría de las existencias de semillas primarias se mantienen como **semilla original** bajo control de una oficina certificadora de semillas o de una compañía comercial que proporciona, bajo contrato, **semilla básica** a los productores de semillas.

La producción subsecuente de semillas para fines comerciales requiere que la provisión se incremente en un volumen considerable para satisfacer la demanda potencial. Durante ese periodo de incremento masivo y en las generaciones sucesivas de semillas, se pueden tener controles menos estrictos sobre el proceso a fin de reducir costos y hacer factible la producción. Durante ese proceso de multiplicación, existe el peligro de que la variabilidad genética de las generaciones de semillas puedan sufrir cambios debido a selección ambiental o a un desmezlado diferencial efectuado por los distintos productores de semillas. Con el tiempo, las características de la misma cultivar obtenida de diferentes líneas de producción puede sufrir ciertos cambios, no debidos a los efectos sobre el genotipo de algunas plantas individuales, sino a cambios en las proporciones de los diferentes genotipos que haya en la población. Algunas plántulas sobreviven mejor que otras y contribuyen más a la generación siguiente. El resultado puede ser un **desplazamiento genético**. (48) Este potencial para cambio aumenta si ocurren mutaciones o contaminaciones con otras cultivares.

En ciertos cultivos forrajeros se ha descrito un ejemplo potencialmente dañino. En una zona con inviernos cálidos se produjo semilla comercial de cultivares obtenidas en áreas de inviernos fríos. (20) Después de un tiempo se encontró que las cultivares eran menos resistentes al frío. Para reducir al mínimo las posibilidades de que ocurra ese desplazamiento genético, para ciertos cultivos sólo se permite que se obtenga una generación de semillas en regiones de clima más benigno.

Producción de semilla de cultivares híbridas

Las cultivares híbridas se han convertido en una categoría de plantas cultivadas de importancia creciente. Consisten en la descendencia F_1 producida por cruzamientos repetitivos de dos o más líneas paternas que se mantienen (a) por semilla, como una línea autofecundada, o (b) asexualmente por clones. La producción en masa de semillas híbridas requiere un sistema que impida la autofecundación e imponga la polinización cruzada.

El control por polinización a mano implica la emasculación de las partes de la flor que llevan el polen y de la aplicación de éste a mano. Se utiliza en las operaciones de fitomejoramiento o de crianza y, excepto en ciertas cultivares de cultivos para flores como la petunia, resulta demasiado costosa para usarse en la producción de semilla. La polinización a mano para producir semilla, por lo general, se practica, comercialmente, en invernaderos en países en donde se dispone de mano de obra barata.

Técnicas de polinización a mano

Antes de manejar el polen o las flores para eliminar polen extraño, se deben lavar con alcohol las manos y los instrumentos. El polen se debe coleccionar de las yemas florales inmediatamente antes de que estén en plena floración y se abran las anteras (suelten el polen). Las anteras se extraen tomándolas con un fórceps, apretando la flor entre los dedos o frotando las yemas en una criba de alambre. Las anteras se secan sobre un pliego de papel hasta, que con una lente de aumento, se observe que se están abriendo. El polen y las anteras pueden cribarse por una malla fina para separar el material extraño. Luego se guarda en un frasco de vidrio. Los amentos (de nogal, álamo, abedul) o los conos estaminados (del pino), se abren al secarse y sueltan cantidades grandes de polen puro, seco, si se les coloca sobre un pliego de papel en un cuarto cálido.

La mayoría de las especies de polen permanecen viables sólo durante unos cuantos días o semanas cuando se les mantiene a temperaturas cálidas, pero muchas de ellas pueden conservarse durante varios meses o hasta varios años, si se almacenan a temperaturas bajas y con relativamente baja humedad. Las condiciones efectivas de almacenamiento son una combinación de 10 a 50% de humedad relativa y una temperatura de 0 a 10 °C. El contenido de humedad del polen puede controlarse almacenándolo sobre una sustancia secadora, como cloruro de calcio o ácido sulfúrico. Algunos pólenes, como el de las gramíneas forrajeras, se conservan mejor almacenándolos con 90 a 100% de humedad relativa. El polen se puede almacenar con seguridad a unos -18 °C, como en un congelador doméstico.

Para aplicar el polen, debe estar expuesto el estigma de la punta del pistilo. Si la planta es autofértil, es necesario remover los estambres (emascularla). Los pétalos y los estambres pueden quitarse en estado de botón ya sea con un fórceps o cortando la base de la flor con las uñas. Si la flor se va a autofecundar o se trata de una cultivar autoestéril, no hay necesidad de emascularla, sino sólo encerrarla para evitar que sea visitada por insectos polinizadores o el viento le lleve polen.

En flores polinizadas por insectos, el polen se aplica al estigma pegajoso, receptivo, con un pincel fino, una varilla de vidrio, el borrador de un lápiz o la punta del dedo. La remoción de todas las partes de la flor, excepto el pistilo, reduce o elimina las posibilidades de otra polinización fortuita por insectos. Se puede obtener una protección completa cubriendo la flor individual, el pistilo o la rama con una bolsa de celofán, plástico, papel o tela.

En plantas polinizadas por el viento, como las gramíneas, pinos y nogales, las flores femeninas (o conos) se deben encerrar o cubrir con todo cuidado durante el período de floración, usando bolsas de celofán, papel, o de tela de tejido cerrado. El polen puede ser transferido invirtiendo una bolsa que contenga el polen sobre la flor expuesta, o bien se puede soplar polen seco dentro de la bolsa con un atomizador o insertarlo con una aguja hipodérmica.

La flor, o la rama que la lleva, debe etiquetarse con todo cuidado para conservar el registro del polen utilizado. El método usual para identificar un cruzamiento es "*progenitor femenino* x *progenitor masculino*".

Otros métodos para la producción de híbridos requieren de la disponibilidad de características de las plantas que impidan la producción de polen en la línea productora de semilla (femenina). Entre esos procedimientos se encuentran los siguientes:

Esterilidad masculina (del polen)

hortalizas: cebolla, zanahoria, puerro, rábano, tomate.

floras: petunia, cempasúchil (Tagetes), * clavel, * geranio, * antirrino, zinia. *

cultivos de campo: maíz, remolacha azucarera, sorgo, mijo perla, trigo, cebada. (6, 18)

* Polen aplicado manualmente.

Autoincompatibilidad

hortalizas: col, (37) brócoli, col de Bruselas.

flores: agerato, *bellis*.

árboles: híbridos de almendro-durazno.

cultivos de campo: algunas gramíneas forrajeras. (7)

Dioecia

hortalizas: espinaca, espárrago.

cultivos de campo: algunas gramíneas forrajeras. (7)

Monoecia

hortalizas: cucurbitáceas (genotipos especiales). (10, 40, 41)

cultivos de campo: maíz común y dulce (remoción manual de las panojas).

árboles: Nogales híbridos Paradox (polinización cruzada natural).

Control químico

inducción de esterilidad masculina: algodón. (13)

producción de flores femeninas con ácido giberélico: cucúrbitas. (49)

LEY DE PROTECCION DE LAS VARIEDADES DE PLANTAS

En los EUA, los fitotécnicos que logren una nueva variedad de plantas (cultivar) que se reproduzca por semilla pueden retener derechos exclusivos de propagación, mediante la protección que les brinda la Ley de Protección de Variedades de Plantas (Plant Variety Protection Act), que entró en vigor en 1970 (4, 42). La persona que ha obtenido la cultivar solicita del Departamento de Agricultura de los EUA un Certificado de Protección de la Variedad. Para que éste pueda otorgarse, la cultivar debe ser "nueva" es decir, ser diferente de todas las cultivares conocidas por una o más características morfológicas, fisiológicas o de otro tipo. Debe ser uniforme: cualquier variación debe poderse describir, predecir y aceptar. Debe ser estable, esto es, sus características esenciales no deben cambiar durante la propagación. Un certificado es válido por 17 años. El solicitante puede establecer que se certifique la cultivar y que su reproducción se haga sólo por cierto número de generaciones de semilla a partir de la Semilla Original o Básica. Si se aprueba la certificación de la cultivar, entonces, de acuerdo con la Ley Federal de Semillas, será ilegal vender la semilla bajo el nombre de la cultivar a menos que sea certificada.

FUENTES DE SEMILLAS DE LEÑOSAS PERENNES

La mayoría de los árboles y los arbustos son heterocigotos y algamos y tienen un potencial considerable de variabilidad genética. En ello hay implicados dos problemas. Uno es la variabilidad que pueda ocurrir dentro de lotes de semilla determinados. El segundo es el grado en que cierta fuente de semilla sea apropiada y con qué tanta aproximación se pueden predecir las características de la descendencia con base en las características de los progenitores.

Las plantas leñosas producidas a partir de semilla se utilizan para muchos fines y la cantidad de variabilidad permisible difiere con el uso propuesto. En donde las características de la planta individual son de importancia, como en la jardinería panorámica, la selección cuidadosa de la semilla resulta esencial o se hace necesario recurrir a métodos de propagación vegetativos. La uniformidad de las plantas de un patrón dado es de importancia en el cultivo de frutales. En ambos casos resulta necesario identificar fuentes de semillas que produzcan plántulas del tipo deseado.

Por otra parte, cierta variación en las plantas es benéfica en reforestación, en donde la densidad inicial de siembra es elevada. El espaciamiento próximo estimula la buena forma de los troncos y la competencia entre las plantas poco a poco elimina los árboles más débiles. Sin embargo, las prácticas modernas de silvicultura, se orientan a mejorar la producción de árboles mediante la selección de la semilla para reproducir árboles que tengan madera de alta calidad, hábito de crecimiento rápido y otras características convenientes.

Principios de selección

ORIGEN DE LA SEMILLA

La localidad climática y geográfica donde se reproduce la semilla en los EUA se le llama origen de la semilla y en Europa proveniencia de la misma. (16, 23, 31, 43)

El conocimiento del origen de la semilla es importante cuando se colectan semillas de una sola especie que ocurre en la naturaleza en una amplia gama de áreas ecológicamente diferentes. En los grupos de plantas pueden ocurrir variaciones asociadas con longitud, latitud y elevación. (2, 17) Las diferencias pueden manifestarse en la morfología, fisiología, adaptación al clima y al suelo y en la resistencia a insectos y enfermedades. Si las semillas de una especie se han colectado en una localidad, es posible que produzcan plantas completamente inadaptadas a otra localidad. Las semillas colectadas en árboles de climas cálidos o en altitudes bajas es probable que produzcan plántulas que no detienen su crecimiento a tiempo en el otoño para escapar a las heladas cuando se cultivan en regiones más frías. Aunque la situación opuesta, coleccionar semillas de regiones más frías para cultivarlas en zonas más cálidas, sería más satisfactoria, es posible que se traduzca en una reducción neta del crecimiento resultante de la incapacidad de los árboles para utilizar por completo la estación de crecimiento debido a diferencias en respuesta al fotoperiodo.

Una de las aplicaciones del concepto de origen de la semilla es usar sólo semilla "local" cuando no se conoce la adaptación de una fuente de semilla a una localidad dada. "Semilla local" significa semilla procedente de una zona expuesta a influencias climatológicas similares. Lo anterior usualmente se considera que abarca un área comprendida dentro de 160 km de la plantación y dentro de un rango de 1600 m de su elevación. Una segunda aplicación es usar semilla de una región de características climatológicas tan semejantes como sea posible. Una tercera aplicación es usar semilla de una misma fuente que haya mostrado que tiene, para el área, una adaptabilidad igual o mejor. Las características ambientales que deben tomarse en consideración son: duración de la estación de crecimiento; temperatura media durante el mismo; frecuencia de sequías de verano y latitud.

En la mayor parte de las áreas del mundo en que se cultivan árboles forestales se han establecido zonas de recolección de semillas, que abarcan áreas geográficas y climatológicas determinadas. (1, 43) California, por ejemplo, se ha dividido en seis regiones fisiográficas y climatológicas, 32 subregiones y 85 zonas de recolección de semilla. (44) Se han establecido zonas similares en los estados de Washington y Oregon y en la región central de los EUA. (32)

En muchas especies forestales nativas se han identificado diferentes ecotipos, incluyendo entre ellas al abeto Douglas, los pinos ponderosa, lodgepole (*Pinus contorta*), rojo, blanco del este, del Caribe, de hoja corta y abeto blanco. (43) Algunos ecotipos han mostrado ser fuentes de semillas superiores y, de hecho, pueden ser preferibles a las razas locales. Este ha sido el caso en la raza de pino escocés del Este del Báltico, la fuente de las Montañas Hartz de abeto noruego, la estirpe sudetina (alemana) del abedul europeo, el abeto Douglas de la región Pal-

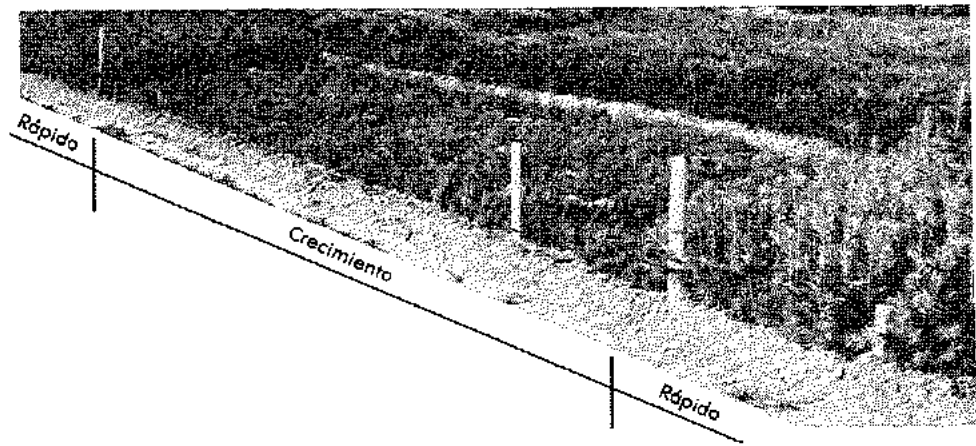


Fig. 4-2 Plántulas de dos años de abeto Douglas (*Pseudotsuga menziesii*) procedentes de semillas de origen diverso, cultivadas lado a lado en vivero. *Izquierda*: dos estirpes verdes, de crecimiento rápido, del Estado de Washington y de Columbia Británica. *Centro*: cuatro estirpes de crecimiento lento, de Montana y Wyoming, en su mayor parte de color gris verdoso. *Derecha*: estirpe de crecimiento rápido, de Arizona, de color azul intenso. Las plántulas de las diversas fuentes varían en altura desde 5 a 10 cm hasta de 25 a 43 cm. *Cortesía* de C. E. Heit.

mer, en Oregon, el pino ponderosa de las Montañas Lolo en Montana y el abeto blanco del área de Pembroke (Ontario) en Canadá.

La fuente de la semilla también es importante en el cultivo de coníferas y varias especies de madera dura en la industria de viveros. Esas plantas se cultivan para uso individual en jardinería y para fines especiales, como los árboles de Navidad, (15, 27) siendo importante en ellas las características específicas de los árboles. Algunas de éstas pueden ser demostradas en pruebas de vivero, (5) como lo muestra la Fig. 4-2. En el abeto Douglas se han reconocido cuando menos tres razas, *viridis*, *caesia* y *glauca*, y entre ellas se han identificado varias estirpes geográficas. (23) La estirpe *viridis*, de la costa occidental de los EUA, en Nueva York no es resistente a las temperaturas invernales, pero se adapta bien en Europa occidental. (23) Estirpes colectadas más hacia el interior de los EUA fueron resistentes a las bajas temperaturas y vigorosas, mientras que las procedentes de Montana y Wyoming fueron de crecimiento lento. Los árboles de la estirpe *glauca* (azul) de la región de las Montañas Rocallosas resultaron resistentes a las bajas temperaturas, pero mostraron variación en su tasa de crecimiento y en su aspecto. De manera similar, se presentaron diferencias debidas a la fuente de semilla en pino escocés, pino mugho, abeto noruego y otras.

SELECCIÓN DE FUENTES DE SEMILLAS DE ÁRBOLES Y ARBUSTOS

Para producir características deseadas en especial y mejorar otros caracteres de la especie, puede hacerse necesaria la selección de fuentes especiales de semillas de árboles y arbustos en vez de recurrir a las fuentes locales. (35) Existe evidencia de que el *fenotipo* de árboles semilleros individuales constituye un buen indicador del *fenotipo* de la descendencia que produzcan. (32) En consecuencia, la selección de árboles progenitores puede ser efectiva en la determinación de muchas características tales como forma del tallo, hábito de ramificación, tasa de crecimiento,

resistencia a enfermedades e insectos, presencia de defectos en la superficie y otras cualidades. A este procedimiento se le llama **selección fenotípica**.

Cuando en una población nativa de árboles algunos de los individuos muestran un fenotipo superior, los técnicos forestales les llaman árboles "plus". Esos árboles son importantes en la resiembra natural y a menudo se les utiliza como fuentes de semilla. En la naturaleza es posible que esos árboles semilleros dominantes contribuyan a la mayor parte de la resiembra natural de una zona dada. (43)

Por otra parte, con frecuencia puede resultar inconveniente coleccionar semillas de una planta aislada, en particular si está creciendo cerca de otras de especies afines, como en el caso de un arboreto. (50, 53) Es probable que esas plantas sean autopolinizadas y tengan una producción de semilla escasa y de calidad inferior, produciendo plántulas débiles y variables. Más aún, la polinización cruzada con una fuente de polen indeseable, como de una especie diferente, puede nulificar el valor potencial de una fuente de semillas dada y producir una variabilidad excesiva e impredecible.

Antes de 1915, en los EUA se cultivaban plántulas del peral "Old French" usando semillas obtenidas en Europa de árboles de *Pyrus communis*. Esas plántulas se usaban como patrones de injerto para cultivares de perales. Gran parte de la variabilidad observada en dichas plántulas resultaba de la semilla producida por hibridación de *P. communis* con árboles cercanos de *P. nivea*. De manera similar, los patrones de plántulas "Oriental Pear", usadas en California alrededor de la misma época, procedían de semillas obtenidas de Asia, con poco conocimiento acerca de las características tanto del productor de semilla como del árbol polinizador. Las plantas obtenidas de esas fuentes de semillas han resultado ser un grupo heterogéneo, con una mezcla de progenitores de muchas especies e híbridos. (8, 24)

Las diferencias entre los árboles del eucalipto flama (*Eucalyptus ficifolia*) procedentes de colectas separadas de semillas tomadas de una fuente en particular en Australia, se han explicado como debidas a variaciones en las colectas de la semilla. Aquellas colectadas en el centro de un bloque de árboles reprodujeron fielmente la especie, dando origen a árboles derechos, uniformes, mientras que las semillas procedentes de los bordes del bloque eran hibridaciones con los árboles circundantes de *E. calophylla* y en consecuencia produjeron muchas plantas achaparradas y fuera de tipo. (46)

Al seleccionar una fuente individual de semillas de árboles y arbustos se deben seguir tres pasos:

1. Evaluar las características fenotípicas del árbol o los árboles semilleros.
2. Evaluar las características de cualesquier árboles circundantes que pudieran producir polinización cruzada.
3. Donde sea posible, hacer una prueba de descendencia de los árboles seleccionados.

La evaluación de las características fenotípicas de los árboles semilleros es de importancia debido a que las plantas que poseen las características deseadas son las que mayores probabilidades tienen de pasarlas a su descendencia. Sin embargo, esa afirmación no se puede hacer sin tomar en cuenta las fuentes de polen y efectuar la prueba de descendencia. En general, en la mayoría de los árboles leñosos, la polinización cruzada produce semillas de mejor calidad. (14)

El procedimiento más conveniente es coleccionar las semillas de grupos de la misma especie de planta que tengan las características deseadas y que estén creciendo en una población pura, en donde la polinización cruzada se haga con plantas del mismo tipo. Las plántulas que resultan de las semillas de esas fuentes, que no necesariamente son homocigotas, es más probable que reproduzcan las características observadas en los árboles de donde procede la semilla.

El verdadero valor genético de una fuente específica de semillas puede determinarse con una prueba de descendencia de las plántulas. (5) Se siembra una muestra representativa de las semillas y la descendencia resultante se cultiva en condiciones de prueba que permitan identificar las características esenciales, demostrar la superioridad a otras fuentes o ambos resultados. A este procedimiento se le llama selección genotípica.

Los árboles productores de semillas de un genotipo superior, que se haya demostrado en una prueba de descendencia, los técnicos forestales los denominan como árboles "elite". Con las pruebas en vivero es posible identificar y caracterizar fuentes de semilla específicas para árboles de ornato y de Navidad. (27) Las pruebas de descendencia constituyen una fase esencial para la identificación de fuentes de semilla de árboles forestales "elite" superiores. (5)

El control de los árboles que son tanto fuente de semilla como de polen puede lograrse colectando la semilla en huertos semilleros en los cuales existen formas conocidas de polinización. Este procedimiento se aplica en los programas de mejoramiento de árboles forestales, utilizando fuentes de semillas mejoradas. (43)

SEMILLAS DE ORIGEN CLONAL SELECTO

Las plántulas que se utilizan como patrones de injerto de árboles frutales de ordinario, son producidas con semillas colectadas de cultivares conocidas (o clones) propagadas vegetativamente, ya sea como subproductos de la producción de fruta o de clones en especial seleccionados para producir patrones. Por ejemplo, para obtener plántulas de *Pyrus communis*, el llamado "Peral francés", se obtienen semillas de árboles de la variedad "Winter Nelis", sembrados para fines de polinización en huertos de peral "Bartlett" ("Williams Bon Cretien"). Todas las plántulas son híbridos de "Winter Nelis X Bartlett". De manera similar, las semillas de durazno o de albaricoque, colectadas en secaderos comerciales, provienen de huertos fructícolas comerciales, en donde, por ejemplo, las cultivares "Lovell" de durazno y "Royal" de albaricoque son clones cultivados en bloques sólidos en los cuales ocurre autofecundación.

La prueba de descendencia se utiliza para identificar clones que transmiten características de alto rendimiento, como en el tung (*Aleurites*) (36) o cualidades importantes del patrón, como resistencia a los nematodos. (9) Por ejemplo, la cultivar de durazno "Nemaguard", produce una descendencia resistente a los nematodos, las semillas de esas cultivares se colectan en huertos semilleros.

PRODUCCIÓN DE SEMILLA HÍBRIDA DE ÁRBOLES

La producción de árboles F_1 puede resultar de cruzamientos interespecíficos o intraespecíficos. (16, 28, 52) La hibridación de las plantas paternas para producir la descendencia F_1 deseada puede obtenerse de varios modos:

1. Los híbridos se pueden producir por polinización manual. Este procedimiento se utiliza en su mayor parte para producir híbridos F_1 para fines de prueba o estudio. Normalmente, la producción en masa de semillas por este método sería muy costosa, aunque en Corea se han producido en esa forma híbridos de *Pinus rigida* X *Pinus taeda*.
2. Los híbridos se pueden producir en huertos semilleros interplantando los árboles progenitores. En Europa se han producido en huertos semilleros híbridos de *Larix decidua* y *L. leptolepis*. En Idaho, a fines de la década de 1950, se estableció un huerto semillero de pino blanco del oeste (*Pinus monticola*) que contenía 13- clones paternos seleccionados mediante pruebas de descendencia. (52) Su descendencia F_1 mostró en promedio un 30% de resistencia a la roya de ampolla.

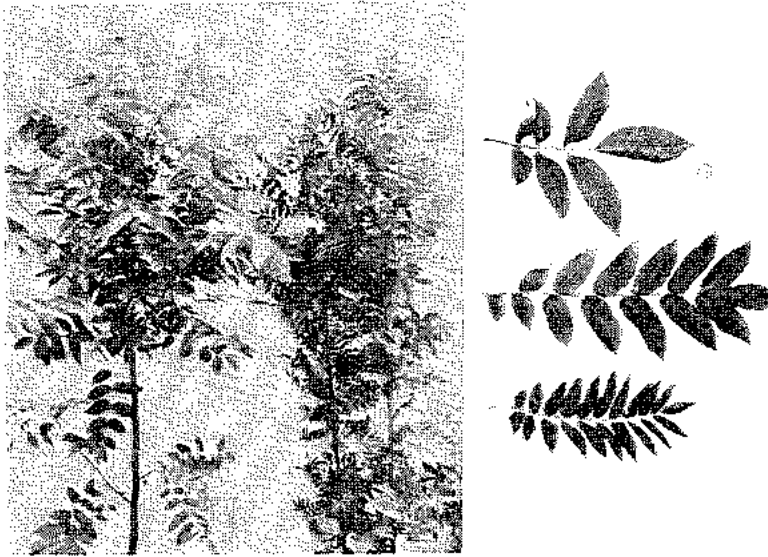


Fig. 4-3 Ocasionalmente, entre las plántulas del nogal negro del norte de California (*Juglans hindsii*) (centro) que se están cultivando para patrones, aparecen plántulas del híbrido Paradox (*J. hindsii* X *J. regia* (extrema izquierda). En el vivero, las plántulas híbridas se identifican por la corteza de color más claro y las hojas más grandes. Hojas de nogal persa (arriba, derecha), del híbrido Paradox (centro, derecha) y de nogal negro del norte de California (abajo, derecha).

En las pruebas, la generación F_2 mostró un nivel medio de resistencia aún más elevado y, por tanto, se está usando como una fuente de semilla. Se han producido híbridos de almendro x durazno interplantando las cultivares paternas de esas especies y luego aprovechando para plantar sólo las semillas de almendro, que es autoincompatible. (30) Un porcentaje elevado de las plántulas producidas son híbridos interespecíficos que deben identificarse en los surcos del vivero.

3. La producción de la semilla híbrida del nogal Paradox se obtiene colectando las semillas de árboles individuales del nogal negro del norte de California (*Juglans hindsii*) en donde se sabe que ocurre fecundación cruzada natural con polen procedente del nogal común (*Juglans regia*). (47) Los árboles semilleros se identifican mediante pruebas de descendencia. Las plántulas individuales de Paradox se identifican en el vivero por su incremento en vigor y por características de las hojas, como se muestra en la Fig. 4-3. Otras plántulas se eliminan.
4. La semilla procedente de árboles F_1 produce híbridos F_2 , o de segunda generación. Cuando se trata de híbridos interespecíficos, las plantas que se desarrollan de ellas son altamente variables en vigor y otras características. Como grupo, es posible que no reproduzcan los atributos deseables de las plantas de la F_1 , aunque puede haber algunos individuos muy deseables. Esa variabilidad no resulta conveniente si las plantas se van a usar como patrones o en jardinería, en donde la uniformidad y la predictibilidad de la forma final son importantes. Por otra parte, en árboles forestales puede tener ventajas cierta variabilidad en vigor, por lo común, asociada con híbridos de segunda generación. (16) En poblaciones de árboles con una densidad inicial de plántulas relativamente elevada, la competencia entre ellas favorecerá a las más vigorosas y tenderá a eliminar las plantas más débiles, indeseables. En consecuencia, la siembra de semillas de las plantas F_1 (la F_2) puede ser una forma económica de obtener una población natural de híbridos F_2 vigorosos. Las líneas F_2 seleccionadas de cruza interespecíficas pueden resultar bastante uniformes y convenientes, como en el caso de los híbridos de pino blanco resistentes a la roya de ampolla descritos arriba. (52) El valor de cualquier árbol F_1 como fuente de semilla debe establecerse mediante pruebas de descendencia, como debe serlo cualquiera de otra fuente.

USO DE PLÁNTULAS APOMÍCTICAS

Las plántulas de muchas cultivares de cítricos se originaron de embriones apomícticos nucelares. Se han seleccionado varios patrones clonales de cítricos que son capaces de producir muchas plántulas apomícticas, las cuales resultan en particular útiles como patrones, ya que son muy uniformes y vigorosas y, procediendo de reproducción asexual, mantienen las cualidades deseables del progenitor femenino.

Procedimientos para la selección de semillas de plantas leñosas

ZONA DE RECOLECCIÓN DE SEMILLAS

Una zona de recolección de semillas (43) es un área con linderos definidos y con límites altitudinales en los cuales el suelo y el clima son lo suficiente uniformes como para proporcionar una alta probabilidad de que se reproduzca un solo ecotipo. Esas zonas se han cartografiado y señalado con números de clave que son reconocidos por las oficinas certificadoras de semillas como semillas de fuente identificada.

ÁREAS DE PRODUCCIÓN DE SEMILLAS

Un área de producción de semillas (43) es una zona que contiene un grupo de árboles que se han identificado o conservado específicamente como una fuente de semillas. Dentro de esa área, se seleccionan aquellos árboles semilleros que tienen las características convenientes. El valor del área puede mejorarse eliminando los árboles fuera de tipo, aquellos que no llenan las normas mínimas y otras especies de árboles o arbustos que pudieran interferir con las operaciones. Además, es conveniente eliminar cierto número adicional de árboles para proporcionar un espacio adecuado para el desarrollo de aquellos seleccionados y la producción de semilla. Alrededor del área se debe establecer una zona de aislamiento de cuando menos 120 m de anchura, de la cual se supriman todos los árboles fuera de tipo. Antes del establecimiento del área pueden o no haberse efectuado pruebas de descendencia.

HUERTOS SEMILLEROS

Se pueden establecer huertos o plantaciones destinadas específicamente a la producción de semillas formados con árboles semilleros de origen y calidad específicas, de preferencia procedentes de árboles que hayan pasado por pruebas de descendencia. Los huertos semilleros se usan directa o indirectamente en la producción de semillas para obtener patrones de árboles frutales (9) y en la producción de árboles forestales. (28, 32, 43) Los huertos semilleros son útiles para el mantenimiento de patrones de árboles frutales que participan en programas para el control de virus.

Hay tres tipos generales de huertos semilleros: (38, 48) (a) formados con plántulas procedentes de semillas de progenitores seleccionados y producidas con polinización natural o controlada; (b) huertos semilleros clonales, en los cuales los clones selectos se propagan por injerto o estacas y (c) huertos para la producción de plántulas clonales, en los cuales se injertan ciertos clones en las ramas de algunos árboles. La selección depende de las especies que se propaguen y de las metas que se proponga alcanzar el programa de mejoramiento de semillas.

Los procedimientos detallados para el establecimiento de un huerto semillero varían con la especie que se maneje. Se debe seleccionar un sitio en que se obtenga una producción de semilla máxima. Para árboles forestales y la mayoría de otras especies nativas, se debe incluir un número suficiente de selecciones distintas, plantándolas en una disposición adecuada para asegurar la polinización cruzada y disminuir los efectos de la posible autogamia. Varios patrones clonales de árboles frutales son autógamos y se plantan en bloques sólidos. (9) Alrededor del huerto se debe establecer una zona de aislamiento cuando menos de 120 m de ancho para reducir la contaminación con polen de otras fuentes. El tamaño de esa zona puede reducirse si alrededor del huerto existe una zona de amortiguamiento de árboles de la misma clase.

SELECCIÓN EN EL VIVERO

En poblaciones formadas con plántulas variables, los individuos deseados pueden identificarse practicando una selección en el vivero. La variabilidad comprende caracteres identificables de vigor o aspecto, o de ambos. Por ejemplo, las plantas del nogal híbrido Paradox pueden identificarse en las plántulas de vivero de *Juglans hindsii* (véase la Fig. 4-3). En poblaciones de plántulas del abeto de Colorado (*Picea pungens*) que tienen el color verde habitual, aparecen plántulas de color "azul". Las diferencias que se presentan en la coloración otoñal en los árboles *Liquidámbar* y *Pistacia*, hacen indispensable que se efectúe una selección de las plántulas individuales en el otoño, para su uso posterior en jardinería. Las variaciones que se presentan en plántulas que se cultivan para patrones pueden reducirse clasificándolas por tamaños y eliminando aquellas débiles y pequeñas, una práctica común en los viveros de los EUA.

Programas de certificación de árboles

En algunos estados de los EUA y en ciertos países europeos se puede efectuar la certificación de la semilla de árboles en forma similar a la que se hace para cultivos de campo. (11, 29, 43) Las normas mínimas recomendadas las proporciona la Association of Official Seed Certifying Agencies. (3)

Con esos programas se establecen fuentes de semillas de árboles forestales de descendencia probada, que son mantenidas y producidas de conformidad con las normas de una organización reguladora. Las categorías de semillas establecidas para esos programas incluyen a las siguientes:

Semilla de árboles de fuente identificada. Semilla recolectada de poblaciones naturales cuyo origen geográfico (fuentes y elevación) se conoce, o de huertos o plantaciones semilleras de origen conocido, especificado por las oficinas de certificación. Estas semillas se identifican con una etiqueta *amarilla*.

Semilla de árboles selectos. La semilla ha sido recolectada de árboles que han sido seleccionados rígidamente para características fenotípicas prometedoras, pero que no han sido sometidas a prueba de descendencia. Deben especificarse la fuente y su altitud. Se les identifica con una etiqueta *verde*.

Semilla de árboles certificados. La semilla debe ser recolectada de árboles de superioridad genética comprobada, según la definición de una oficina de certificación, y producida en condiciones que aseguren la identidad genética. Pueden provenir de árboles de un huerto semillero, o de árboles superiores ("plus") de poblaciones naturales con polinización controlada. Estas semillas se identifican con una etiqueta *azul*.

BIBLIOGRAFIA

1. Aldous, J. R. 1975. Nursery practice. London: *Forestry Commission Bull. No. 43*.
2. Anonymous. 1961. *Forest tree seed directory*. Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations.
3. Assoc. Off. Seed Cert. Agencies. 1971. *AOSCA certification handbook*. Publ. No. 23.
4. Barton, J. H. 1982. The international breeder's rights system and crop plant innovation. *Science* 216:1071-75.
5. Barker, S. C. 1964. Progeny testing forest trees for seed certification programs. *Ann. Rpt. Inter. Crop Imp. Assoc.* 46:83-87.
6. Briggs, F. N., and P. Knowles. 1967. *Introduction to plant breeding*. New York: Reinhold.
7. Burton, G. W., and G. F. Sprague. 1961. Use of hybrid vigor in plant improvement. In *Germplasm resources*, R. E. Hodgson, ed. Washington, D.C.: Amer. Assoc. Adv. Sci., pp. 191-204.
8. Catlin, P. B., and E. A. Olsson. 1966. Identification of some *Pyrus* species after paper chromatography of leaf and bark extracts. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 88:127-44.
9. Cochran, L. C., W. C. Cooper, and E. C. Blodgett. 1961. Seed for rootstocks of fruit and nut trees. In *Seeds: Yearbook of agriculture*. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office, pp. 233-39.
10. Conner, L. J., and E. C. Martin. 1971. Staminate: Pistillate flower ratio best suited to the production of gynocious hybrid cucumbers for machine harvest. *HortScience* 6(4):337-39.
11. Cowan, J. R. 1972. Seed certification. In *Seed biology*, Vol. 3, T. T. Kozlowski, ed. New York: Academic Press, pp. 371-97.
12. Craig, R. 1976. Flower seed industry. In J. W. Mastalerz, *Bedding plants: A manual on the culture of bedding plants as a greenhouse crop*. University Park, Pa.: Pennsylvania Flower Growers, pp. 25-46.
13. Eaton, F. M. 1957. Selective gametocide opens way to hybrid cotton. *Science* 126:74-75.
14. Ehrenberg, C., A. Gustafsson, G. P. Forshell, and M. Simak. 1955. Seed quality and the principles of forest genetics, *Heredity* 41:291-366.
15. Flint, H. 1970. Importance of seed source to propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 20:171-78.
16. Fowells, H. A. 1961. Making better forest trees available. In *Seeds: Yearbook of agriculture*. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office, pp. 378-82.
17. ———. 1965. *Silvics of forest trees of the United States*. U.S. Dept. of Agric. Handbook No. 271. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office, pp. 1-762.
18. Fryxell, P. A. 1957. Mode of reproduction of higher plants. *Bot. Rev.* 23:135-233.
19. Gabelman, W. H. 1956. Male sterility in vegetable breeding. In *Genetics in plant breeding*. Brookhaven Symposia in Biology No. 9, pp. 113-22.
20. Garrison, C. S., and R. J. Bula. 1961. Growing seeds of forages outside their regions of use. In *Seed: Yearbook of agriculture*. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office, pp. 401-6.
21. Goldsmith, G. A. 1968. Current developments in the breeding of F₁ hybrid annuals. *HortScience* 3(4):269-71.
22. ———. 1976. The creative search for new F₁ hybrid flowers. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:100-103.

23. Haddock, P. G. 1968. The importance of provenance in forestry. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 17:91-98.
24. Hartman, H. 1961. Historical facts pertaining to root and trunkstocks for pear trees. *Oregon State Univ. Agr. Exp. Sta. Misc. Paper 109*, 1-38.
25. Hartmann, H. T., W. J. Flocker, and A. M. Kofranek. 1981. *Plant science: Growth, development, and utilization of cultivated plants*. Englewood Cliffs, N.J.: Prentice-Hall.
26. Hawthorn, L. R., and L. H. Pollard. 1954. *Vegetable and flower seed production*. New York: Blakiston Co.
27. Heit, C. E. 1964. The importance of quality, germinative characteristics and source for successful seed propagation and plant production. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:74-85.
28. Hoekstra, P. A., E. P. Merkel, and H. R. Powers, Jr. 1961. Production of seeds of forest trees. In *Seeds: Yearbook of agriculture*. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office, pp. 227-32.
29. Horne, F. R. 1964. Forest tree seeds in Europe and the OECD proposals. *Ann. Rpt. Inter. Crop Imp. Assoc.* 46:90-94.
30. Kester, D. E., and R. N. Asay. 1975. Almonds. In *Advances in plant breeding*, J. Janick and J. D. Moore, eds. Columbus, Ohio: Ohio State Univ. Press.
31. Langlet, O. 1962. Ecological variability and taxonomy of forest trees. In *Tree growth*, T. T. Kozłowski, ed. New York: Ronald Press, pp. 357-69.
32. Linstrom, G. A. 1965. Interim forest tree improvement guides for the central states. *U.S. For. Ser. Res. Paper CS-12*, pp. 1-63.
33. Mastalerz, J. W. 1976. *Bedding plants: A manual on the culture of bedding plants as a greenhouse crop*. University Park, Pa.: Pennsylvania Flower Growers.
34. McMillan-Browse, P. D. A. 1979. *Hardy, woody plants from seed*. London: Growers Books.
35. Mergen, F. 1962. Selection of superior forest trees. In *Tree growth*, T. T. Kozłowski, ed. New York: Ronald Press, pp. 327-44.
36. Merrill, S., Jr., et al. 1954. Relative growth and yield of budded and seedling tung trees for the first seven years in the orchard. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 63:119-27.
37. Odland, M. L., and C. L. Noll. 1950. The utilization of cross-incompatibility and self-incompatibility in the production of F₁ hybrid cabbage. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 55:391-402.
38. Pearson, O. H. 1968. Unstable gene systems in vegetable crops and implications for selection. *HortScience* 3(4):271-74.
39. Pendleton, R. A., H. R. Fennell, and F. C. Reimer. 1950. Sugar beet seed production in Oregon. *Ore. Agr. Exp. Sta. Bul.* 437.
40. Peterson, C. E. 1960. A gynoecious inbred line of cucumber. *Mich. Agr. Exp. Sta. Quart. Bul.* 43:40-42.
41. Pike, L. M., and M. A. Mulkey. 1971. Use of hermaphrodite cucumber lines in development of gynoecious hybrids. *HortScience* 6(4):339-40.
42. Rollins, S. F. 1971. The plant variety protection act. *Seed World* 109(9):8-9.
43. Schopmeyer, C. S., ed. 1974. *Seeds of woody plants in the United States*. U.S. Dept. Agr. Handbook No. 450. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.
44. Schubert, G. H., and R. S. Adams. 1971. *Reforestation practices for conifers in California*. Sacramento: Calif. State Div. of Forestry.

45. Sprague, G. F. 1950. Production of hybrid corn. *Iowa Agr. Exp. Sta. Bul. P48*, pp. 556-82.
46. Stoutemyer, V. T. 1960. Seed propagation as a nursery technique. *Proc. Plant Prop. Soc.* 10:251-55.
47. Stuke, W. 1960. Seed and seed handling techniques in production of walnut seedlings. *Proc. Plant Prop. Soc.* 10:274-77.
48. Thomson, J. R. 1979. *An introduction to seed technology*. New York: John Wiley.
49. Weaver, R. J. 1972. *Plant growth substances in agriculture*. San Francisco: W. H. Freeman & Co. Publishers.
50. Westwood, M. N. 1966. Arboretums—a note of caution on their use in agriculture. *HortScience* 1:85-86.
51. Wills, A. B., and C. North. 1978. Problems of hybrid seed protection. *Acta Hort.* 83:31-36.
52. Wright, J. W. 1963. New forest tree varieties. *Agr. Sci. Rev.* 1:27-37.
53. Wyman, D. 1953. Seeds of woody plants. *Arnoldia* 13:41-60.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- BRIGGS, F. N., and P. KNOWLES. 1967. *Introduction to plant breeding*. San Francisco: W. H. Freeman & Co. Publishers.
- COPELAND, L. O. 1976. *Principles of seed science and technology*. Minneapolis: Burgess.
- SCHOPMEYER, C. S., ed. 1974. *Seeds of woody plants in the United States*. USDA Agr. Handbook No. 450. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.
- SEEDS: YEARBOOK OF AGRICULTURE. 1961. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.

5

Técnicas para la Producción y Manejo de Semillas

La obtención de semillas de alta calidad es de importancia básica para los propagadores de plantas, ya sea que ellos mismos recolecten o produzcan las semillas o que las obtengan de otro. En la producción de cualquier cultivo, usualmente el costo de la semilla es muy reducido en comparación con otros costos de producción. Sin embargo, ningún factor aislado tiene tanta importancia en el éxito de la operación.

FUENTES DE SEMILLA

Producción comercial de semillas

La producción comercial de semillas constituye una industria grande, especializada, que produce semillas de cereales y plantas forrajeras, de hortalizas, de flores anuales, bienales y perennes, tanto para los cultivadores comerciales como caseros.

Las semillas para el comercio se producen de manera principal en zonas que tienen condiciones ambientales favorables para ello. Las condiciones climatológicas desfavorables, antes y durante la cosecha, pueden reducir la viabilidad o aumentar las enfermedades. (2, 4) Gran parte de las semillas de hortalizas y flores se producen en zonas algo limitadas que son en especial adecuadas para el fin, aunque el clima pueda no necesariamente corresponder con aquel de la localidad donde se van a sembrar. La humedad atmosférica reducida y la escasez de lluvias en verano son condiciones favorables para semillas que deben secarse para su cosecha. Por otra parte, la humedad ambiental escasa y la ausencia de lluvias de verano pueden ocasionar el desgrane prematuro y rajaduras en las semillas durante la cosecha. Por esas razones, en los EUA, la producción de semillas de flores se concentra en una región limitada de la Costa Occidental, en donde el aire húmedo del Océano Pacífico y las nieblas frecuentes en las noches y las mañanas tienden a impedir que se abran las vainas durante la cosecha.

Las condiciones de baja humedad atmosférica hacen que resulte relativamente fácil el control de enfermedades fungosas y bacterianas. Por ejemplo, dos enfermedades que son portadas en la semilla (la antracnosis y el tizón bacteriano) constituyen un problema grave en la producción de semillas de frijol en todas las regiones de EUA excepto en las más secas. Los es-

tados de las montañas y el valle central de California son en particular adecuados para la producción de semillas de frijol debido a su baja humedad atmosférica. El riego por surcos puede resultar más conveniente que el de aspersión debido a que permite obtener un mejor control de las enfermedades.

En las plantas de polinización cruzada, el aislamiento adecuado también es importante y puede influir en la selección de las áreas productoras de semilla. Por ejemplo, en los estados del Medio Oeste de los EUA se produce relativamente poca cantidad de semilla de maíz dulce debido a que la gran cantidad de polen de maíz común que hay presente contaminaría la semilla que se produjera.

Recolección de semillas

Las semillas de árboles y arbustos, por lo general, son recolectadas de plantas que no se cultivan expresamente para semilla. Para fines de forestación y usos similares, las semillas de especies nativas pueden obtenerse de poblaciones naturales de los bosques y otras áreas. Esas semillas pueden recolectarse de árboles derribados para obtener madera, de árboles en pie o de los escondrijos de las ardillas. En ciertas regiones se han demarcado áreas de producción de semillas. Otras fuentes de ellas incluyen parques, caminos, calles o lotes arbolados. La selección de la semilla por su capacidad genética de adaptación a la región de cultivo es esencial.

Huertos semilleros

Para conservar la fuente de ciertas semillas de genotipo en especial valioso se usan huertos o plantaciones semilleras. En ellas también se puede mantener una fuente de material vegetal que de otra suerte sería difícil de localizar, producir mayores cantidades de semillas de las que se encuentran en la naturaleza e impedir la contaminación con virus. Los huertos semilleros se utilizan para producir patrones de árboles frutales probados como libres de virus. El procedimiento ha tenido una importancia considerable en la silvicultura, en donde en los individuos plantados se hacen injertos de árboles genéticamente superiores para obtener semilla; esta práctica se ha vuelto un aspecto importante en el mejoramiento de los árboles forestales.

Industrias procesadoras de frutas

Las semillas de cultivares de árboles frutales que se usan para producir patrones se pueden obtener como un subproducto de las industrias procesadoras de frutas. Por ejemplo, las semillas de peral pueden obtenerse de las enlatadoras de peras, las de manzano de las enlatadoras o fábricas de sidra y las de durazno y albaricoque de los secaderos. Un ejemplo importante de ello lo constituye el durazno "Lovell", que en California ha sido una cultivar útil de duraznos para secar y también un patrón importante de varios frutales de hueso. En los secaderos, se recolectan grandes cantidades de huesos de durazno, se limpian y se venden a los viveristas. Sin embargo, esta fuente puede resultar inconveniente, ya que se desconoce la identidad genética o la condición virosa de la fuente de semillas.

COSECHA Y PROCESAMIENTO DE LAS SEMILLAS

Madurez y maduración

Una semilla se vuelve madura cuando ha llegado a un estado en que se puede separar de la planta sin perjudicar su germinación. De ordinario ha llegado a una condición en que estando fija a la planta ya no tendrá aumento en peso seco. (2) Si el fruto madura o la semilla se cosecha cuando el embrión está insuficientemente desarrollado, es muy probable que la semilla resulte delgada, liviana, arrugada, de mala calidad y de vida corta. (30) Además, durante la maduración se efectúan varios cambios en la semilla, incluyendo deshidratación, cambios en su fisiología y en su cubierta.

Es posible que la cosecha temprana sea conveniente para semillas de algunas especies de plantas leñosas que además de un embrión en letargo producen cubiertas duras. Si la semilla se seca y las cubiertas se endurecen, es posible que no germine sino hasta la segunda primavera, (38) mientras que de otro modo germinan en la primera primavera. Por otra parte, si la cosecha se retrasa demasiado, el fruto puede dehiscer o "desgranarse", caer al suelo o ser comido o llevado a otro sitio por pájaros u otros animales. En consecuencia, para obtener un número máximo de semillas de alta calidad, se debe buscar un equilibrio entre la cosecha temprana y la tardía.

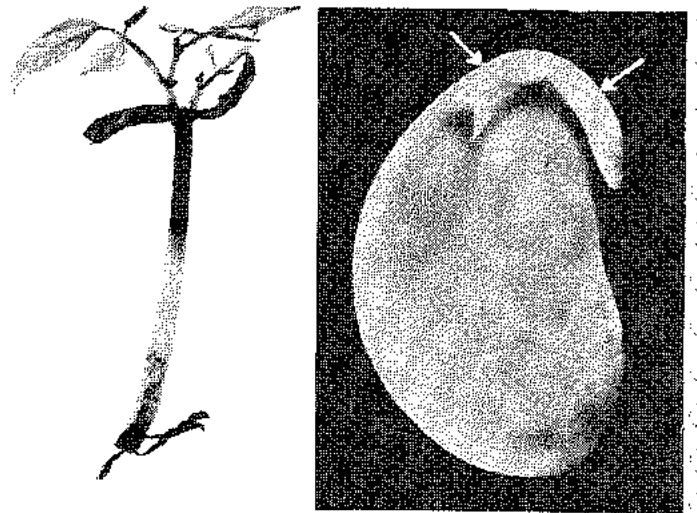
De acuerdo con la forma en que maduran sus frutos, las plantas pueden dividirse en tres tipos: (30)

1. Plantas con frutos secos indehiscentes, que no diseminan las semillas inmediatamente al madurar. Este tipo incluye a la mayoría de las plantas de gran cultivo (como maíz, frijol, trigo y otros granos) cuyas semillas se usan como alimento y para satisfacer otras necesidades del hombre y que durante su domesticación han sido objeto de considerable selección para facilitar su manejo.
2. Plantas que producen frutos que en la madurez dehiscen con facilidad y aquellos que distribuyen semillas o frutos secos individuales. Este tipo incluye folículos, vainas, cápsulas, silicuas y los conos de las coníferas. Las especies del Tipo 2 difieren de las del Tipo 1 en que son plantas nativas o bien se usan para fines distintos a la producción de alimentos.
3. Plantas con frutos carnosos. Comprende a importantes especies de frutas y hortalizas que se usan como alimento (como bayas, pomos y drupas), así como a muchas especies de árboles y arbustos afines que se usan como ornamentales o en silvicultura.

Procedimientos de cosecha para semillas de plantas herbáceas

Tipo 1. Las semillas de cultivos de campo que producen frutos indehiscentes, como cereales, pastos y maíz, pueden cosecharse con una combinada, una máquina que en una sola operación corta y trilla las plantas paradas. Otras plantas que tienden a caerse o a "acamarse", se cortan, apilan o ahileran para que se sequen y curen antes de separar los frutos secos. Durante la cosecha es importante que sea tiempo seco, debido a que facilita el secado y el curado. La ocurrencia de lluvias conduce a la producción de semillas de poco vigor. A veces las semillas del Tipo 1 pueden ser algo difíciles de separar de la planta y la fuerza requerida para hacerlo puede producir daños mecánicos. Esos daños pueden reducir la viabilidad y hacer que las plántulas resulten anormales (véase la Fig. 5-1). Algunos de esos daños son internos y no perceptibles, pero producen baja viabilidad después del almacenamiento. (1, 22, 30) En muchas operaciones de golpear o varear las semillas hay un riesgo potencial de dañarlas, el cual es más

Fig. 5-1 Las lesiones ocasionadas a las semillas durante la cosecha pueden afectar la viabilidad y producir anomalías en las plántulas. Una ruptura en la radícula, abajo de los cotiledones, puede impedir la germinación (flecha a la derecha). En el frijol lima, la cabeza calva resulta de una ruptura del tallo de embrión inmediatamente arriba de los cotiledones (flecha a la izquierda). El desarrollo más lento de los tallos que salen de las axilas de los cotiledones (izquierda), conduce a maduración retardada y a rendimientos menores. Tomado de R. W. Allard, "Production of Dry, Edible Lima Beans in California", *California Agriculture Experimental Station Circular* 423.



probable que ocurra si el equipo usado no está debidamente ajustado. De ordinario se presentan menos lesiones si las semillas están algo húmedas al cosecharse (alrededor de 12 a 15% de humedad).

Tipo 2. Las plantas con semillas secas y frutos dehiscentes o que se desgranar con facilidad se cortan (a menudo a mano) y se colocan sobre una charola o lona durante unas tres semanas para que se sequen. Para evitar pérdidas de semillas, las plantas de este grupo se deben cosechar antes que los frutos estén completamente maduros y curar o secar antes de extraer las semillas. El recolector o cosechero debe conocer, en cada especie que maneje, los criterios indicadores de rendimiento y calidad óptimos. Un problema que se presenta en las semillas del Tipo 2 es que es posible que las de una planta individual no se desarrollen uniformemente y en la cosecha algunas de ellas no estén maduras. Gran parte de esa semilla mala puede eliminarse cribando o soplando con aire para eliminar las semillas livianas. Este procedimiento se usa para muchas semillas de flores, como delfinios, pensamientos y petunia, en ciertas hortalizas, como cebolla, col y otras plantas crucíferas y en okra. Cuando sólo se trata de unas cuantas plantas del huerto casero, se les puede secar, meter en una bolsa de papel y colgarlas invertidas para que se sequen.

Para trillarlas, las plantas se golpean, vanean o se pasan bajo un rodillo para aflojar las semillas. Para reducir los daños mecánicos se utilizan máquinas cosechadoras especiales que se ajustan a los cultivos específicos. Las partes esenciales son un cilindro giratorio, que actúa como batidor para aflojar las semillas, y dispositivos para separar las semillas buenas del resto de la planta, junto con los cascabillos, tierra y otras basuras. La trilla también puede lograrse haciendo pasar rodillos grandes sobre las plantas. Los lotes pequeños de semillas se pueden trillar golpeándolos, vareándolos o cribándolos a mano. La Fig. 5-2 muestra una caja trilladora que

Fig. 5-2 Caja para trillar, útil para limpiar cantidades pequeñas de semilla.



puede ser útil para cantidades pequeñas. Después de la trilla, puede ser necesario limpiar el material para separar la tierra, cascabillo, partes extrañas de la planta y semillas de otros cultivos y de malezas de formas y tamaños diferentes. Los lotes de semilla pequeños pueden limpiarse cribándolos, aventándolos o pasándolos de un recipiente a otro, dejando que el viento se lleve los materiales ligeros. Los beneficiadores y procesadores comerciales de semillas utilizan equipos especializados, como cribas de diferentes tamaños, corrientes de aire y separadores de gravedad. (36, 37) En esos equipos se aprovechan las diferencias existentes entre las semillas y los materiales que se van a separar en características físicas tales como tamaño, grosor, peso, fricción y color.

Tipo 3. Plantas con frutos carnosos, como el tomate, pimiento, berenjena y varias especies de cucurbitáceas. Las semillas tienden a separarse durante la maduración, aunque estén rodeadas por la pulpa del fruto. Los frutos se cosechan maduros o, en algunos casos (como el pepino y la berenjena), sobremaduros. Cuando se trata de cantidades pequeñas de semilla, se pueden abrir los frutos, sacar de su interior las semillas con una cuchara, limpiarlas y secarlas. En la cosecha comercial de esas semillas se utilizan máquinas que maceran el fruto. La pulpa y las semillas se separan por fermentación, medios mecánicos o lavándolas a través de cribas.

Para extraer la semilla de tomate se utiliza la fermentación. Los frutos macerados se colocan en grandes barricas o cubas y se dejan fermentar alrededor de unos cuatro días a 21 °C, agitando ocasionalmente. Si el proceso se continúa más tiempo, pueden germinar las semillas. Con temperaturas mayores durante la fermentación se acorta el tiempo requerido. A medida que la pulpa suelta las semillas, aquellas pesadas y sanas se depositan en el fondo del barril, quedando la pulpa en la superficie. Después de la extracción, se lavan las semillas y se secan, ya sea al Sol o en deshidratadoras. En ocasiones se hace necesaria una limpieza adicional para separar los pedazos de pulpa seca y de otros materiales. La extracción es en particular recomendable para la semilla de tomate, ya que con ella se controla al cancro bacteriano.

Se han desarrollado máquinas especiales para extraer y limpiar las semillas de la pulpa de los pepinos y de otros frutos similares. Después de la separación, las semillas se lavan y se secan, como en el proceso de fermentación.

Secado

La mayoría de las semillas deben secarse después de la cosecha. Si se dejan apiladas, aun por unas cuantas horas, aquellas que contienen más del 20% de humedad se calientan, deteriorándose su viabilidad. El secado puede hacerse al natural, al aire libre, si la humedad es baja, o artificialmente con calor u otros medios. (21) Las temperaturas de secado no deben exceder de 43 °C. Si las semillas están muy húmedas es mejor a 32 °C. El secamiento muy rápido puede ocasionar encogimiento y rajaduras y en ocasiones endurecer la cubierta de las semillas. Para la mayoría de las semillas, el contenido mínimo seguro de humedad queda en el rango del 8 al 15%.

Prueba de Corte

La variabilidad de las semillas de las diversas especies de árboles y arbustos varía considerablemente de un año a otro, de localidad a localidad y de planta a planta. Antes de recolectar semillas de cierta fuente, resulta conveniente abrir mediante cortes algunos frutos y examinar las semillas que contienen, a fin de determinar el porcentaje de embriones sanos y bien madurados. Aunque no son una prueba de viabilidad, las pruebas de corte evitan que se tome semilla de una fuente que produce sólo semillas vacías y notablemente sin valor. Ese propósito también se puede alcanzar mediante examen con rayos X.

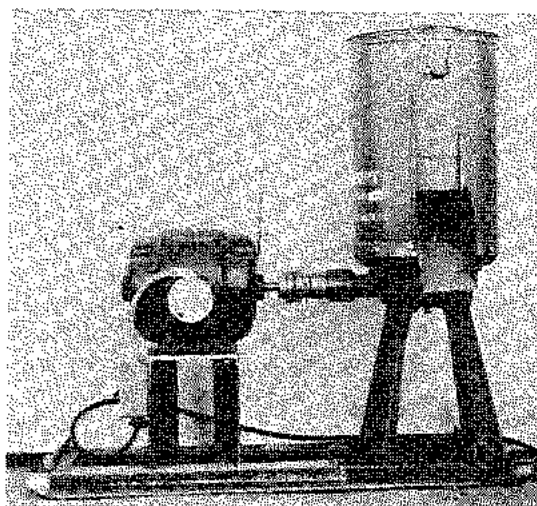
Procedimientos de cosecha para semillas de árboles y arbustos

Se pueden recolectar frutos tanto secos como carnosos de árboles en pie sacudiéndolos sobre una lona, golpeándolos con una pértiga, usando ganchos fijos a pértigas largas (como en las coníferas) o recogiendo a mano. También se pueden hacer recolecciones en árboles que se hayan derribado en las operaciones de explotación de bosques. En algunos casos, de los escondrijos de las ardillas se obtienen semillas de alta calidad. Las semillas de algunos árboles usados en las calles, como olmo o almez, pueden recolectarse barriéndolas de las calles. Las semillas de árboles o arbustos bajos pueden juntarse recogiendo a mano, cortando los ramos con semillas o golpeándolas. Los conos de coníferas de gran altura se pueden derribar sacudiendo mecánicamente los árboles.

FRUTAS SECAS

Las semillas de algunas leguminosas leñosas (acacia negra), o de *Caragana*, *Ceanothus*, álamo y sauce se pueden extraer de sus frutos dehiscentes como cápsulas y vainas. Los frutos de dichas plantas se extienden para secarlas sobre lonas o mantas colocadas sobre el piso, en los anaqueles de galpones abiertos, o en charolas con fondo de tela de alambre. Si la humedad relativa del aire es baja, el secado toma de una a tres semanas.

Fig. 5-3 Limpiadora de semillas de frutos carnosos operada con motor. Los frutos enteros se colocan en la parte superior de la limpiadora, cerrando la puerta lateral. Sobre el fruto cae una corriente de agua procedente de una manguera. La pulpa de los frutos carnosos es removida por una placa giratoria provista de aspas verticales de poca altura que van sobre un disco que está ligeramente separado del fondo y que gira con rapidez. La pulpa sale por el fondo de la limpiadora dejando dentro de ella las semillas que pueden sacarse por la puerta lateral.



La extracción puede hacerse golpeando las vainas con una vara, pisándolas o frotándolas sobre una criba. Para operaciones más grandes, resultan más adecuadas las trilladoras comerciales. El USDA Forest Service ha desarrollado un macerador para extraer las semillas de frutos tanto secos como carnosos. (32) Construido de metal, es lo suficiente hermético como para permitir que se pueda usar agua corriente al macerar frutos carnosos. Los frutos y las semillas pasan por una tolva y son maceradas en un cilindro giratorio similar al de una máquina trilladora. Esas máquinas extraen y lavan alrededor de unos 225 kg de semillas por hora. Después de la extracción, es posible que se necesite hacer una limpieza adicional de las semillas para quitar el material extraño, usando cribadoras o ventiladores convencionales.

CONOS

La extracción de las semillas de las coníferas requiere de procedimientos especiales. Los conos de algunas especies se abren si se les deja al aire libre durante dos a doce semanas. Otros deben someterse a secamiento forzado a temperaturas elevadas en hornos calentadores especiales. En esas condiciones, los conos se abren en el transcurso de varias horas o cuando mucho de dos días. La temperatura del secado artificial debe ser de 46 a 60 °C, dependiendo de la especie, aunque algunas requieren temperaturas aun más elevadas. Por ejemplo, el pino jack (*Pinus banksiana*) y el pino rojo (*Pinus resinosa*), necesitan temperaturas de 77 °C durante cinco o seis horas. Se debe tener precaución al usar temperaturas elevadas, ya que una sobreexposición daña las semillas. Luego, para separar las semillas hay que sacudir o rastrillar los conos. Cuando se van a extraer cantidades grandes de semillas, se usa un cilindro giratorio de tela de alambre o un tambor de metal. Las semillas deben separarse inmediatamente después del secado, ya que los conos pueden volver a cerrarse. Las semillas de las coníferas tienen alas, las cuales son removidas; excepto en especies cuyas cubiertas de las semillas se dañan con facilidad, como sucede en el cedro de incienso (*Calocedrus*). Las semillas de abeto (*Abies*) se dañan con facilidad, pero es posible remover las alas si la operación se hace con delicadeza. Las semillas de los palos rojos (*Sequoia* y *Sequoiadendron*) tienen alas que son parte inseparable de las mismas. Para lotes pequeños, la separación de las alas puede hacerse frotando las semillas

entre las manos humedecidas o bien pisoteando o golpeando las semillas colocadas flojamente en sacos. Para cantidades mayores se utilizan máquinas desaladoras especiales. Después de la extracción se limpian las semillas para separar las alas y otras basuras. Como paso final, la separación de las semillas pesadas y llenas de aquellas livianas se hace por gravedad o con separadores neumáticos.

FRUTOS CARNOSOS

En la naturaleza, muchas especies de frutos las comen los pájaros y las semillas son diseminadas después de pasar por su tracto digestivo. Esos frutos deben estar lo bastante maduros para facilitar la separación de la parte carnosa. En los frutos sobremaduros, las semillas pueden dañarse al caer al suelo, ya sea por calentamiento o por efectos de microorganismos. Los frutos que se dejan secar alrededor de la semilla pueden contribuir a la formación de cubiertas muy duras que aumentan los problemas de letargo.

Los frutos carnosos incluyen a las bayas (uva), drupas (durazno, ciruela), frutos agregados (frambuesa, fresa) y frutos múltiples (moras). La pulpa se debe separar con rapidez para impedir su descomposición y el daño a las semillas. La limpieza a mano, el pisoteo en cubas y la frotación en cribas son métodos adecuados para lotes de semilla pequeños. Los frutos relativamente grandes pueden limpiarse en forma cómoda colocándolos en cestos de alambre y lavándolos con agua procedente de una máquina aspersora de alta presión. Para lotes más grandes resulta conveniente el uso de un macerador. Un macerador se construye con un alimentador que no deje escapar el agua. El agua se pasa a través del mismo junto con los frutos carnosos y la masa pulverizada se dirige a un tanque en donde la pulpa y las semillas pueden ser separadas por flotación.

Un proceso de flotación implica colocar las semillas y la pulpa en agua, de manera que las semillas sanas y pesadas se hundan, y la pulpa más liviana, las semillas vanas y otros materiales extraños floten. Este procedimiento se puede emplear también para separar las semillas malas y otras basuras de frutos secos, como las bellotas infestadas por gorgojos.

Las semillas de árboles frutales colectadas de los desperdicios de los secaderos o de las prensas de jugo deben ser separadas de la pulpa tan pronto como sea posible y no dejar que fermenten o se calienten en las pilas. Esas semillas pueden manejarse por flotación o lavarse con agua a alta presión.

En la producción de plántulas para patrones de naranjo, la separación de la semilla de la pulpa que la circunda se facilita con la adición de una enzima comercial, pectinasa. (5)

Las bayas pequeñas de algunas especies, como *Cotoneaster*, *Juniperus* y *Viburnum*, a veces son difíciles de procesar debido a su pequeño tamaño y a la dificultad de separar las semillas de la pulpa. Una forma de manejar esas semillas es machacar las bayas con un rodillo de cocina, remojarlas en agua durante varios días y luego separar la pulpa por flotación. Otro aparato que se puede utilizar para separar las semillas de los frutos carnosos de semillas pequeñas es una licuadora eléctrica o mezcladora. (34) Para evitar dañar las semillas, la cuchilla de metal de ese aparato puede sustituirse con un trozo de caucho, de unos 3.75 cm² por lado, cortado del tubo o cámara de un neumático de automóvil. Se instala perpendicular al eje de rotación de la máquina. (40) En la licuadora o mezcladora se coloca una mezcla de fruta y agua y se hace funcionar durante unos dos minutos. Cuando la pulpa se ha separado de la semilla, ésta se remueve por flotación. Este procedimiento es satisfactorio para frutos de *Amelanchier*, *Berberis* (agracejo), *Crataegus*, *Fragaria* (fresa), *Gaylussacia*, *Juniperus* (enebro), *Rosa* (rosal), y otras. (34)

ALMACENAMIENTO DE SEMILLAS

Por lo general, después de la cosecha las semillas se almacenan por periodos de tiempo variables. La viabilidad al final de cualquier periodo de almacenamiento es la resultante de la viabilidad inicial en la cosecha, determinada por factores de la producción y métodos de manejo y por la tasa con que se efectúe la deterioración. Esta tasa de cambio fisiológico, o envejecimiento, varía con la especie de semilla y las condiciones ambientales de almacenamiento, principalmente temperatura y humedad.

Las semillas de ciertas especies son de vida corta si no se les permite germinar de inmediato en su hábitat natural. (21, 40) El periodo de viabilidad puede ser tan corto como de unos cuantos días, de meses o, cuando más, de un año. Este grupo incluye en particular a ciertas semillas de árboles de zona templada que maduran en la primavera, como de álamo (*Populus*), algunas especies de arce (*Acer*), sauce (*Salix*) y olmo (*Ulmus*). Sus semillas caen al suelo y normalmente germinan de inmediato. Las semillas de muchas plantas tropicales que crecen en condiciones de temperatura y humedad elevadas, son de vida corta. El grupo incluye plantas como la caña de azúcar, el árbol del caucho, jaca, macadamia, aguacate, níspero de Japón, cítricos, muchas palmeras, fruto del nefelio, mango, té, chayote, cacao, café, tung y cola. Otro grupo de plantas con semillas de vida corta incluye a muchas especies acuáticas de la zona templada, como el arroz silvestre (*Zizania aquatica*), Potamogetonáceas y juncias. Muchos árboles de nueces y especies similares producen semillas con cotiledones grandes y carnosos, siendo relativamente de vida corta, en particular si se dejan secar como es el caso de los nogales americanos (*Carya*), abedul (*Betula*), Carpinus, Avellanos (*Corylus*), castaño (*Castanea*), haya (*Fagus*), encino (*Quercus*), nogal (*Juglans*) y castaño de Indias (*Aesculus*). En muchas de esas especies la longevidad se puede aumentar de manera significativa mediante un manejo y almacenamiento apropiados.

Se consideran semillas de vida mediana las que permanecen viables durante periodos de 2, 3 y hasta 15 años, siempre que las semillas se almacenen a baja humedad y de preferencia a temperaturas bajas. En este grupo se encuentran las semillas de la mayoría de las especies de hortalizas, flores y granos que se cultivan comercialmente.

Las semillas que tienen vida larga, aun con temperaturas cálidas, por lo general, tienen cubiertas duras de la semilla impermeables al agua. Si la cubierta dura de la semilla no recibe daño, dichas semillas deben permanecer viables cuando menos de 15 a 20 años. La vida máxima puede ser de 75 a 100 años y tal vez más. Existen registros de semillas que se han mantenido en anaqueles de museos durante 150 a 200 años y que todavía han resultado viables. Algunas semillas del loto de la India (*Nelumbo nucifera*) que habían estado enterradas en un pantano turboso de Manchuria durante un periodo estimado de 1000 años, germinaron perfectamente cuando se rompieron las cubiertas impermeables de las semillas. (29, 39) Algunas semillas de malezas retienen su viabilidad durante muchos años (50 a 70 años o más), estando enterradas en el suelo, aunque hayan embebido humedad. (31) La longevidad parece estar relacionada con el letargo inducido en las semillas por las condiciones ambientales del suelo profundo.

Factores del almacenamiento de semillas que afectan la viabilidad

Las condiciones de almacenamiento que mantienen la viabilidad de las semillas, son aquellas que reducen la respiración y otros procesos metabólicos sin dañar al embrión. Las más importantes son contenido bajo de humedad de la semilla, temperatura baja de almacenamiento y modificación de la atmósfera de almacenamiento. De ellas, las relaciones de humedad-temperatura son las de mayor significación práctica.

CONTENIDO DE HUMEDAD

Muchas especies de semillas de vida corta son sensibles a la desecación y pierden viabilidad si se reduce el contenido de humedad. Por ejemplo, unas semillas de arce plateado (*Acer saccharinum*), tenían, al madurar en primavera, un contenido de humedad del 58%. Se perdió la viabilidad cuando su contenido de humedad se redujo a menos del 30. (25) Las semillas de cítricos pueden tolerar sólo una pequeña deshidratación (8, 14) sin perder la viabilidad. Lo mismo sucede con semillas de algunas plantas acuáticas, como las del arroz silvestre, que pueden ser almacenadas directamente en agua a bajas temperaturas. (27) Las semillas grandes y carnosas de encino (*Quercus*), nogal americano (*Carya*) y de nogal (*Juglans*) pierden su viabilidad si se dejan secar después de su maduración. Normalmente se les almacena húmedas por no más de un año. (32)

La mayor parte de las semillas de vida mediana a larga son tolerantes a la desecación y deben secarse para que sobrevivan a periodos largos de almacenamiento. Un contenido de humedad del 4 al 6% es favorable para un almacenamiento prolongado, (16) aunque se permite un contenido de humedad algo mayor si se reduce la temperatura. (35) Por ejemplo, para semillas de tomate almacenadas a temperaturas de 4.5 a 10 °C, el porcentaje de humedad no debe ser mayor del 13%; si se almacenan a 21 °C, de 9% y si se guardan a 26.5 °C, de 9%. Sin embargo, en ciertas especies de semillas puede presentarse pérdida de viabilidad y reducción de la tasa de germinación. (13) Algunas semillas se pueden almacenar a esos niveles bajos de humedad, pero se deben rehidratar con vapor de agua antes de sembrar. (28) La humedad de las semillas está en equilibrio con la humedad relativa de la atmósfera de almacenamiento y aumenta cuando la humedad relativa se incrementa, y se reduce si baja. (21) Así pues, el porcentaje de humedad varía con la especie de semilla, dependiendo del tipo de reservas alimenticias que contenga. (6) La longevidad es máxima si se almacenan en un rango de humedad del 20 al 25%. (21)

Las fluctuaciones de la humedad de las semillas durante el almacenamiento reducen su longevidad. (7) En consecuencia, la posibilidad de almacenar semillas en atmósfera abiertas varía grandemente en distintas zonas climatológicas. Los climas secos son conducentes a un aumento de longevidad. En áreas con alta humedad relativa, la vida de las semillas es más corta. En zonas tropicales, resulta en particular difícil mantener la viabilidad de las semillas con almacenamiento abierto.

Con el aumento de humedad en las semillas surgen varios problemas de almacenamiento. (21) Con un 8 a 9% de humedad o más, los insectos están activos y se reproducen; arriba del 12 al 14% (con 65% o más de humedad relativa), los hongos están en actividad; a más del 18 al 20% puede ocurrir calentamiento y arriba del 40 al 60% ocurre germinación.

El almacenamiento en recipientes sellados, resistentes a la humedad, es ventajoso para un almacenamiento prolongado, pero el contenido de humedad de las semillas debe ser bajo al tiempo de sellar. De hecho, un contenido de humedad de las semillas de 10 a 12% (en contraste con el de 4 a 6%) en un recipiente sellado resulta peor que su almacenamiento en un recipiente no sellado. (16)

TEMPERATURA

La reducción de la temperatura invariablemente prolonga la vida de las semillas almacenadas y, en general, puede contrarrestar los efectos adversos de un contenido de humedad elevado. Harrington ha dado dos reglas prácticas: (21) para semillas que no son afectadas adversamente por condiciones de baja humedad, entre valores del 5 al 14%, cada reducción de 1% en hu-

medad duplica la vida de las semillas; y 2) en temperaturas de almacenamiento de entre 0 y 45 °C cada disminución de 5 °C en ellas también duplica la vida de almacén de las semillas. Por otra parte, las semillas almacenadas a baja temperatura pero con una humedad relativa elevada pueden perder viabilidad con rapidez cuando se cambian a temperaturas más elevadas. (9)

En la mayoría de las especies las temperaturas inferiores a 0 °C, cuando menos hasta -18 °C, aumentan la vida de almacén, pero el contenido de humedad deberá estar en equilibrio con 70% o menos de humedad relativa, pues de otra manera el agua libre presente en las semillas puede congelarse y causar daños. (21) Este tipo de almacenamiento resulta en particular útil para las semillas de coníferas. (32, 33) El almacenamiento con refrigeración debe combinarse con la reducción de la humedad o con el sellado de semillas secas en recipientes a prueba de agua.

ULTRA CONGELACIÓN

La criopreservación de semillas sumergidas en nitrógeno líquido (LN₂) a una temperatura muy baja de -196 °C puede usarse para muchas semillas siempre que el contenido de humedad sea relativamente bajo (alrededor de 8 al 15%) y que las semillas estén en recipientes sellados. (3, 11, 18) La regulación de las tasas de congelación y descongelación pueden ser de importancia en esta operación.

Para reducir la temperatura a -196 °C en nitrógeno líquido se necesita equipo especial (18). Este procedimiento es útil para el almacenamiento muy prologando de semillas valiosas como germoplasma. (11, 18)

Tipos de almacenes de semillas

ALMACENES ABIERTOS SIN CONTROL DE HUMEDAD O DE TEMPERATURA

Muchas clases de semillas que se usan en grandes volúmenes comerciales se almacenan en graneros, en sacos o en otros recipientes. En esas condiciones, la longevidad de las semillas depende de la humedad relativa y de la temperatura de la atmósfera del almacén, aunque también depende de la especie de semilla y de sus condiciones al empezar el almacenamiento. En consecuencia, la retención de la viabilidad varía con los factores climatológicos de la zona en que se almacenan. Las condiciones más malas se encuentran en climas cálido-húmedos y las mejores en regiones frías y secas. Para controlar las infestaciones de insectos puede haber necesidad de hacer fumigaciones o aplicaciones de insecticidas.

El almacenamiento no controlado puede usarse para muchas especies de semillas comerciales cuando menos durante un año; esto es, para conservar las semillas de una temporada a la siguiente. Las semillas de muchas especies, incluyendo las de la mayoría de las semillas agrícolas, de hortalizas y de flores, retienen su viabilidad durante periodos más largos de hasta 4 a 5 años, (12, 19, 26) excepto en las condiciones más adversas.

Las semillas de cubierta impermeable al agua retienen su viabilidad en almacenes abiertos durante muchos años (de 10 a 20 o más) después que se hayan secado. El almacenamiento abierto es adecuado. Algunas plantas leñosas cuyas semillas se manejan en esa forma son las siguientes:

Acacia spp.*Albizia* spp.*Amorpha fruticosa* (arbusto de indigo)*Caragana arborescens*

(Peral siberiano de arbusto)

Elaeagnus angustifolia

(Olivo ruso)

Eucalyptus spp.*Koelreuteria paniculata* (árbol de lluvia de oro)*Rhus ovata* (zumaque)*Robinia pseudoacacia* (acacia falsa)*Tilia* (Tilo)

ALMACENES CÁLIDOS CON CONTROL DE HUMEDAD

El almacenamiento de semillas puede mejorarse secándolas y luego almacenándolas en cuartos con humedad controlada. Para semillas de hortaliza, Toole (35) hace las siguientes recomendaciones: 1) las semillas expuestas a 27 °C por más de unos cuantos días deben estar en aire con humedad relativa no mayor de 45%; 2) las semillas expuestas a 21 °C deben estar a una humedad no mayor del 60%; 3) las semillas de vida muy corta (cebolla, maní), las semillas viejas y/o aquellas contaminadas con hongos deben estar a una humedad aún menor.

Las semillas secas se pueden almacenar en recipientes sellados resistentes a la humedad. Los envases varían en durabilidad y resistencia, costo, capacidad de protección contra roedores e insectos y en su capacidad para retener o transmitir humedad. Los diferentes materiales varían respecto a sus cualidades para transmitir humedad. (20) Aquellos completamente resistentes a la transmisión de humedad incluyen a los envases de hojalata (adecuadamente sellados), latas de aluminio, frascos de vidrio herméticamente sellados y bolsas de aluminio. Los que son casi tan buenos (de 80 a 90% efectivos), son el polietileno (de 3 mil o más gruesos) y varios tipos de bolsas de laminados de papel-aluminio. Algo menos convenientes, respecto a la transmisión de humedad, son las bolsas de laminados de asfalto y papel y de polietileno-papel. Las bolsas de papel y las de tela no proporcionan protección contra los cambios de humedad.

Las semillas conservadas en recipientes sellados durante periodos largos deben tener un contenido bajo de humedad de no más del 5 al 8%, dependiendo de la especie.

ALMACENES FRÍOS CON O SIN CONTROL DE LA HUMEDAD

Casi sin excepción, la longevidad de las semillas de las especies enumeradas en las dos categorías anteriores puede aumentarse reduciendo la temperatura de almacenamiento a 10 °C o menos. Toole (35) recomienda que para semillas de hortalizas almacenadas de 4.5 a 10 °C, la humedad relativa no sea mayor del 70% y de preferencia no mayor del 50%. Cuando se saquen de almacenamiento a una humedad relativa de más de 50%, las semillas se deben secar hasta que tengan un contenido de humedad seguro, a menos que se les siembre de inmediato.

Las temperaturas bajas de almacenamiento, hasta el punto de congelación o inferior, pueden ser convenientes si las necesidades justifican su costo adicional. Las temperaturas inferiores al punto de congelación (0 °C) se pueden usar para un almacenamiento muy prolongado. En esos almacenes de baja temperatura, la humedad relativa debe ser de 70% o menos. (21) Se deben usar recipientes sellados para eliminar la humedad, que puede formar cristales de hielo que dañan a las semillas. Esas semillas se pueden deteriorar a menos que se saquen del almacén.

El procedimiento de almacenamiento más satisfactorio es secar las semillas hasta un contenido bajo de humedad (del 3 al 8%), luego colocarlas en recipientes sellados y almacenarlas a temperaturas muy bajas. Ese procedimiento es mejor para semillas que se deterioran con

mucha rapidez o cuando por alguna razón se necesite una vida de almacén máxima; por ejemplo, para conservar semillas de material reproductivo o genético.

El almacenamiento en frío de semillas de árboles y arbustos usados en la producción de plantas de vivero es por lo general aconsejable si las semillas se van a guardar por más de un año, (23, 24, 32, 33) excepto para las semillas de cubiertas duras que se enumeraron antes. El almacenamiento de las semillas es aconsejable en la silvicultura debido a la incertidumbre de tener todos los años buenas cosechas de semillas. Las semillas de la mayoría de las especies se almacenan mejor en condiciones secas y frías. (40)

ALMACENES FRÍOS Y HÚMEDOS

Las temperaturas de almacenamiento deben ser de 0 a 10 °C. Las semillas no deben secarse, pero se deben guardar en un recipiente que mantenga su contenido elevado de humedad o mezclarse con material que la retenga. La humedad relativa del almacén debe ser del 80 al 90%. El procedimiento es similar al enfriamiento en húmedo (estratificación). Las belloras y las nueces grandes se pueden sumergir en parafina o asperjarse con una pintura de látex antes de almacenarlas, a fin de conservar su contenido de humedad. (24)

Como ejemplo de especies cuyas semillas requieren este tratamiento se indican las siguientes: *Acer saccharinum* (arce plateado), *Aesculus* spp. (castaño de la india), *Carpinus caroliniana*, *Carya* spp. (hickory), *Castanea* spp. (castaño), *Corylus* spp. (avellano), *Citrus* spp. (cítricos), *Eriobotrya japonica* (nispero japonés), *Fagus* spp. (haya), *Juglans* (nogal), *Litchi*, *Nyssa Silvatrica* (nisa), *Persea* spp. (aguacate) y *Quercus* spp. (encino).

U.S. National Seed Storage Laboratory (Laboratorio Nacional para Almacenamiento de Semillas)

El National Seed Storage Laboratory (11) fue construido en 1958 en el campus de la Universidad Estatal de Colorado (EUA), en Fort Collins, Colorado, para conservar semillas de germoplasma valioso. Las semillas son adquiridas de oficinas públicas, compañías de semillas e individuos que se ocupan del mejoramiento de plantas o investigaciones con semillas. Al mismo tiempo se recibe material informativo. Las muestras de semillas se prueban respecto a su viabilidad y si resultan adecuadas para almacenamiento a largo plazo, se secan a 5-7% de humedad y se guardan en latas de metal herméticamente selladas a temperaturas de -10 a -12 °C. Cada cinco años se les hacen pruebas de germinación. Si disminuye la viabilidad, se produce y almacena una nueva generación de semilla. Las semillas se ponen a disposición de los investigadores y fitomejoradores que las soliciten. Este laboratorio también hace investigaciones acerca del almacenamiento de semillas.

BIBLIOGRAFIA

1. Asgrow. 1959. *A study of mechanical injury to seed beans*. Asgrow Monograph No. 1. New Haven: Associated Seed Growers, 1949.

2. Austin, R. B. 1972. Effects of environment before harvesting on viability. In *Viability of seeds*, E. H. Roberts, ed. Syracuse: Syracuse Univ. Press.
3. Bajaj, Y. P. S. 1979. Establishment of germplasm banks through freeze storage of plant tissue culture and their implications in agriculture. In *Plant cell and tissue culture principles and applications*, W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 745-74.
4. Baker, K. F. 1980. Pathology of flower seeds. *Seed Sci. and Tech.* 8:575-89.
5. Barmore, C. R., and W. S. Castle. 1979. Separation of citrus seed from fruit pulp for rootstock propagation using a pectolytic enzyme. *HortScience* 14(4):526-27.
6. Barton, L. V. 1941. Relation of certain air temperatures and humidities to viability of seeds. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 12:85-102.
7. ———. 1943. Effect of moisture fluctuations on the viability of seeds in storage. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 13:35-45.
8. ———. 1943. The storage of some citrus seeds. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 13:47-55.
9. ———. 1953. Seed storage and viability. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 17:87-103.
10. ———. 1954. Storage and packeting of seeds of Douglas fir and Western hemlock. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 18:25-37.
11. Bass, L. N. 1979. Physiological and other aspects of seed preservation. In *The plant seed: Development, preservation, and germination*, I. Rubenstein, et al., eds. New York: Academic Press, pp. 145-70.
12. ———. 1980. Flower seed storage. *Seed Sci. and Tech.* 8:591-99.
13. ———. 1980. Seed viability during long term storage. *Hort. Rev.* 2:117-41.
14. Childs, J. F. L., and G. Hrcniar. 1948. A method of maintaining viability of citrus seeds in storage. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 64:69.
15. Craig, R. 1976. Flower seed industry. In *Bedding plants: A manual on the culture of bedding plants as a greenhouse crop*, J. W. Mastalerz, ed. University Park, Pa.: Pennsylvania Flower Growers, pp. 25-46.
16. Crocker, W., and L. V. Barton. 1953. *Physiology of seeds*. Waltham, Mass.: Chronica Botanica.
17. Delouche, J. C. 1980. Environmental effects on seed development and seed quality. *HortScience* 15:775-80.
18. Dougall, D. K. 1978. Preservation of germ plasm. In *Propagation of higher plants through tissue culture: A bridge between research and applications*, K. W. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. U. S. Dept. Energy Tech. Infor. Center, Springfield, Va.
19. Goss, W. L. 1937. Germination of flower seeds stored for ten years in the California state seed laboratory. *Calif. Dept. Agr. Bul.* 26:326-33.
20. Harrington, J. F. 1963. The value of moisture-resistant containers in vegetable seed packaging. *Calif. Agr. Exp. Sta. Bul.* 792, pp. 1-23.
21. ———. 1972. Seed storage and longevity. In *Seed biology*, T. T. Kozłowski, ed. New York: Academic Press, pp. 145-245.
22. Hawthorn, L. R., and L. H. Pollard. 1954. *Vegetable and flower seed production*. New York: Blakiston Co.
23. Heit, C. E. 1967. Propagation from seed, Part 10: Storage methods for conifer seed. *Amer. Nurs.* 126(20):14-15.
24. ———. 1967. Propagation from seed, Part 11: Storage of deciduous tree and shrub seed. *Amer. Nurs.* 126(21):12-13, 86-94.

25. Jones, H. A. 1920. Physiological study of maple seeds. *Bot. Gaz.*, 69:127-52.
26. MacGillivray, J. H. 1953. *Vegetable production*. New York: Blakiston Co.
27. Muenscher, W. C. 1936. Storage and germination of seeds of aquatic plants. *New York (Cornell Univ.) Agr. Exp. Sta. Bul.* 652:1-17.
28. Nutile, G. E. 1964. Effect of desiccation on viability of seeds. *Crop Sci.* 4:325-28.
29. Ohga, I. 1926. The germination of century old and recently harvested Indian lotus with special reference to the effect of oxygen supply. *Amer. Jour. Bot.* 13:754-59.
30. Pollock, B. M., and E. E. Roos. 1972. Seed and seedling vigor. In *Seed biology*, Vol. 1. T. T. Kozlowski, ed. New York: Academic Press.
31. Roberts, E. H. 1972. Dormancy: A factor affecting seed survival in the soil. In *Viability of seeds*, E. H. Roberts, ed. London: Chapman and Hall, pp. 320-59.
32. Schopmeyer, C. S., ed. 1974. *Seeds of woody plants in the United States*. USDA Agr. Handbook No. 450. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.
33. Schubert, G. H., and R. S. Adams. 1971. *Reforestation Practices for Conifers in California*. State of Calif. Div. of Forestry.
34. Smith, B. C. 1950. Cleaning and processing seeds. *Amer. Nurs.* 92(11):13-14, 33-35.
35. Toole, E. H. 1958. Storage of vegetable seeds. *USDA Leaflet No. 220* (rev.).
36. Van der Berg, H. H., and R. Hendricks. 1980. Cleaning flower seeds. *Seed Sci. and Tech.* 8:505-22.
37. Vaughn, C. E., B. R. Gregg, and J. C. Delouche. 1968. *Seed processing and handling*. State College, Miss.: Miss. State Univ. Seed Technology Library.
38. Wells, J. S. 1955. *Plant propagation practices*. New York: Macmillan.
39. Wester, H. V. 1973. Further evidence on age of ancient viable lotus seeds from Tulantien deposit, Manchuria. *HortScience* 8:371-77.
40. Wyman, D. 1953. Seeds of woody plants. *Arnoldia* 13:41-60.

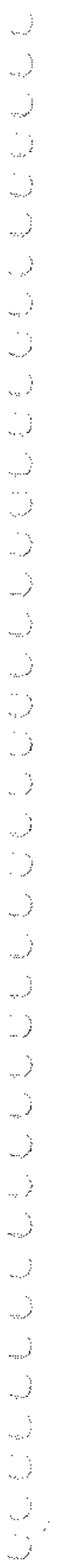
LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- BARTON, L. V. 1967. *Bibliography of seeds*. New York: Columbia Univ. Press.
- CANTLIFFE, D. J., ed. 1979. Symposium on seed quality: An overview of its relationship to horticulturists and physiologists. *HortScience* 15:764-89.
- HAWTHORN, L. R., and L. H. POLLARD. 1954. *Vegetable and flower seed production*. New York: Blakiston Co.
- JAMES, E. 1961, 1963. *An annotated bibliography on seed storage and deterioration*. U.S. Dept. of Agr., Agr. Res. Serv. No. 34-15-1 and No. 34-15-2.
- JUSTICE, O. L., and L. N. BASS. 1978. *Principles and practices of seed storage*. USDA. Agr. Handbook No. 506. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.
- KOZLOWSKI, T. T., ed. 1972. *Seed biology*, Vols. 1, 2, 3. New York: Academic Press.
- ROBERTS, E. H., ed. 1972. *Viability of seeds*. London: Chapman and Hall.
- Seed World*, published monthly. 434 S. Wabash Ave., Chicago, Ill. 60605.
- SCHOPMEYER, C. S., ed. 1974. *Seeds of woody plants in the United States*. USDA. Agr.

Handbook No. 450. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.

THOMSON, J. R. 1979. *An introduction to seed technology*. New York: John Wiley.

U.S. DEPT OF AGRICULTURE. 1961. *Seeds: Yearbook of agriculture*. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.



6

Principios de la Propagación por Semillas

Una semilla consiste de un embrión y su provisión de alimento almacenado, rodeados por las cubiertas protectoras. En la época en que se separan de la planta, la mayoría de las semillas tiene un contenido de humedad bajo, su metabolismo se encuentra a un nivel reducido y no ocurre actividad aparente de crecimiento. En ese estado seco, las semillas se pueden almacenar por largos periodos, en especial a temperaturas bajas, transportarse a cualquier parte del mundo y usarse para propagación en el momento y las condiciones que escoja el propagador.

EL PROCESO DE GERMINACION

La iniciación de la germinación requiere que se llenen tres condiciones: (25, 65)

Primera: La semilla debe ser viable; esto es, el embrión debe estar vivo y ser capaz de germinar.

Segunda: La semilla no debe estar en letargo ni el embrión quiescente. No deben existir barreras fisiológicas o físicas que induzcan letargo ni barreras químicas para la germinación.

Tercera: La semilla debe estar expuesta a las condiciones ambientales apropiadas: disponibilidad de agua, temperatura adecuada, provisión de oxígeno y en ocasiones luz. Debido a las complejas interacciones entre el ambiente y condiciones específicas de letargo, dichas exigencias pueden cambiar con el tiempo y los métodos de manejo de las semillas también. Así, el segundo requisito, evitar el letargo, puede, a veces, satisfacerse proporcionando las condiciones ambientales apropiadas.

Etapas de la germinación

El proceso de germinación puede dividirse en varias etapas consecutivas separadas pero que se empalman.

Terminología

Semilla. Una semilla es un óvulo maduro, que consiste en embrión, su reserva alimenticia almacenada y sus cubiertas protectoras. El término *semilla* se usa también comúnmente para designar a los óvulos de frutos secos, indehiscentes, de una sola semilla, como carióspsides, aquenios y nueces. Para esas semillas un término mejor podría ser unidades de dispersión de semillas.

Germinación. La germinación es el proceso de reactivación de la maquinaria metabólica de la semilla y la emergencia de la radícula (raíz) y de la plúmula (tallo), conducentes a la producción de una plántula. Fisiológicamente, la germinación comienza con las etapas iniciales de reactivación bioquímica y termina con la emergencia de la radícula. (65) Morfológicamente y para el ensayo de semillas y propagación de plantas, la definición debe incluir la producción de una plántula normal. (123)

Letargo. En fisiología vegetal el término *letargo* se refiere a la *falta de crecimiento de cualquier parte de una planta resultante de factores inducidos interna o externamente*. (124) Por otra parte, los tecnólogos de semillas definen la latencia en un sentido algo más restringido, como resultado de condiciones internas de la semilla (distintas a la no viabilidad) que impiden la germinación. (108, 123, 125) En este sentido, una semilla con letargo es aquella que *no llega a germinar aunque haya absorbido agua y esté expuesta a condiciones favorables de temperatura y de concentración de oxígeno*.

En sus "Rules for Testing Seeds" (Reglas para el ensayo de semillas), la Association of Official Seed Analysts hace una distinción más entre semillas duras y semillas con letargo. (4) En semillas duras incluye a aquellas que no pueden absorber humedad debido a que tienen una cubierta impermeable y, semillas con letargo son aquellas que no llegan a germinar aunque el embrión esté vivo y absorban humedad.

El letargo primario comprende condiciones que existen dentro de la semilla para impedir la germinación (29) en la época en que madura y en el periodo inmediato siguiente.

El letargo secundario se refiere a aquel que se desarrolla dentro de la semilla húmeda después de que se ha removido de la planta y si ha sido expuesta a condiciones ambientales desfavorables. (21, 67, 74)

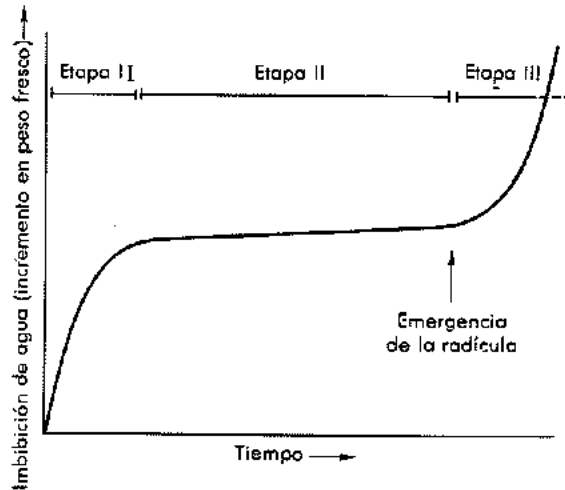
Postmaduración es un término que se usa desde hace mucho tiempo en la literatura hortícola para referirse a los cambios fisiológicos que ocurren después de la cosecha dentro de la semilla y que permiten que se efectúe la germinación. El término se aplica tanto a los cambios que ocurren en la semilla seca, tal vez de naturaleza física, como a los que ocurren durante el enfriamiento de semillas remojadas, que son en gran parte bioquímicos.

Quiescencia se aplica a la condición en que las semillas pueden germinar de inmediato después de absorber agua en ausencia de cualquier barrera interna a la germinación. Se dice que el embrión (o la semilla) está quiescente. (21, 65, 125)

ETAPA 1: ACTIVACION

Imbibición de agua. La semilla seca absorbe agua y el contenido de humedad al principio se incrementa con rapidez, luego se estabiliza (véase Fig. 6-1). La absorción inicial implica la imbibición de agua por coloides de la semilla seca, que suaviza las cubiertas de la misma e hidrata al protoplasma. La semilla se hincha y es posible que se rompan las cubiertas. La imbibición es un fenómeno físico y puede efectuarse aun en semillas muertas.

Fig. 6-1 Absorción de agua por una semilla seca. La emergencia de la radícula es la primera evidencia visible de germinación. (16) Reimpresa con autorización y revisión, de J. D. Bewley y M. Black, 1978: *Physiology and biochemistry of seeds in relation to germination*. Vol. 1. *Development, germination and growth*. Berlin: Springer-Verlag.



Síntesis de enzimas. La actividad de las enzimas empieza muy rápidamente después del inicio de la germinación, a medida que se hidrata la semilla. (16) La activación resulta en parte de la reactivación de enzimas previamente almacenadas que se formaron durante el desarrollo del embrión y en parte de la síntesis de nuevas enzimas al comenzar la germinación. (105)

El desarrollo de la semilla y su germinación representan un sistema biológico en el cual la maquinaria metabólica de la célula es "activada" o "suspendida" mediante el control del flujo de información genética del ADN de la célula. Expresada en forma simple, el proceso implica dos pasos básicos. Uno de ellos es la *transcripción* de instrucciones genéticas del ADN para formar moléculas específicas de ARN mensajero (ARNm). El segundo paso consiste en la *traducción* de esa información por medio de otro grupo de moléculas de ARN de *transferencia* (ARNt) para sintetizar proteínas específicas. Esas proteínas son enzimas que controlan las complejas reacciones bioquímicas que intervienen en el metabolismo y el crecimiento. La energía necesaria para esos procesos se obtiene de los enlaces fosfáticos de alta energía del trifosfato de adenosina (ATP) presente en los mitocondrios.

La síntesis de enzimas durante la germinación requiere de moléculas de ARN que están presentes en el eje del embrión. Se ha formulado el concepto de que la iniciación de la germinación resulta de la activación de moléculas específicas de ARNm controladoras de la germinación en las cuales la información para ello fue transcrita durante el desarrollo de la semilla, pero la traducción se pospone hasta la imbibición de agua por la misma. (40, 41)

Elongación de las células y emergencia de la radícula. El primer signo visible de germinación es la emergencia de la radícula, la cual resulta de la elongación de las células más bien que de división celular. (14, 33) En una semilla no durmiente, la emergencia de la radícula puede ocurrir en unas cuantas horas o en varios días después de la siembra y usualmente se considera que señala el final de la Etapa 1.

ETAPA 2: DIGESTIÓN Y TRANSLOCACIÓN

En el endospermo, los cotiledones, el perispermo, o en el gametofito femenino (coníferas) se almacenan grasas, proteínas y carbohidratos. Estos compuestos son digeridos a sustancias más simples, que son translocadas a los puntos de crecimiento del eje embrionario.

Los patrones metabólicos de semillas de diferentes especies difieren con el tipo de reservas químicas de la semilla. Las grasas y los aceites, los principales constituyentes alimenticios de la mayoría de las plantas superiores, son convertidos enzimáticamente a ácidos grasos y al final en azúcares. Las proteínas almacenadas, presentes en la mayoría de las semillas, son una fuente de aminoácidos y de nitrógeno esencial para la plántula en crecimiento. El almidón, presente en muchas semillas como una fuente de energía, se convierte en azúcar. Los patrones metabólicos que ocurren durante la germinación implican la activación de enzimas específicas en la secuencia apropiada y la regulación de su actividad. El control puede ser ejercido dentro de las células por varios procesos bioquímicos y puede depender de la presencia de sustancias químicas u hormonas. Ahora la absorción de agua y la respiración continúan con una tasa constante. Los sistemas celulares existentes han sido activados y el sistema de síntesis de proteínas está funcionando para producir nuevas enzimas, materiales estructurales, compuestos reguladores y ácidos nucleicos para realizar las funciones de la célula y sintetizar nuevos materiales.

ETAPA 3: CRECIMIENTO DE LA PLÁNTULA

En la tercera etapa, el desarrollo de la plántula resulta de la *división celular* continuada en puntos de crecimiento separados del eje embrionario, seguido por la expansión de las estructuras de la plántula. La iniciación de la división celular en los puntos de crecimiento es independiente de la iniciación de la elongación celular. (14, 53) Una vez que comienza el crecimiento en el eje embrionario, se incrementan el peso fresco y el peso seco de la plántula, pero disminuye el peso total de los tejidos de almacenamiento. La tasa de respiración, medida por la absorción de oxígeno, aumenta constantemente con el progreso del crecimiento. Finalmente, los tejidos de almacenamiento de la semilla dejan de intervenir en las actividades metabólicas, excepto en aquellas plantas en que los cotiledones salen a la superficie del suelo y se vuelven activos en la fotosíntesis. La absorción de agua aumenta en forma constante a medida que las nuevas raíces exploran el medio de germinación y el peso fresco de la plántula aumenta.

A medida que avanza la germinación, pronto se vuelven evidentes las estructuras de la plántula. El embrión consiste en un eje que porta una o más hojas seminales o cotiledones. El punto de crecimiento de la raíz, la radícula, emerge de la base del eje embrionario. El punto de crecimiento del tallo, la plúmula, se encuentra en el extremo superior del eje embrionario, arriba de los cotiledones. El tallo de la plántula se divide en la sección que está abajo de los cotiledones —el hipocótilo— y la sección que está arriba de los cotiledones —el epicótilo.

El crecimiento inicial de la plántula sigue uno de dos patrones. En un tipo, de germinación epigea, el hipocótilo se alarga y eleva los cotiledones arriba de la superficie del suelo. En el otro tipo, de germinación hipógea, la elongación del hipocótilo no eleva a los cotiledones sobre la superficie del suelo y sólo emerge el epicótilo. (Figs. 6-2 y 6-3.)

CALIDAD DE LAS SEMILLAS

En la propagación exitosa por semillas es esencial un método para juzgar la viabilidad de ellas. La semilla muerta o en proceso de muerte se caracteriza por una declinación gradual del vigor y en áreas localizadas de la cubierta pueden aparecer necrosis o lesiones. Pero la diferencia entre una semilla viva y una muerta no siempre es notoria. (59, 98) La viabilidad puede expresarse como el porcentaje de germinación, que indica el número de plantas producido por un número dado de semillas. Son características adicionales de alta calidad la germinación rápida, el

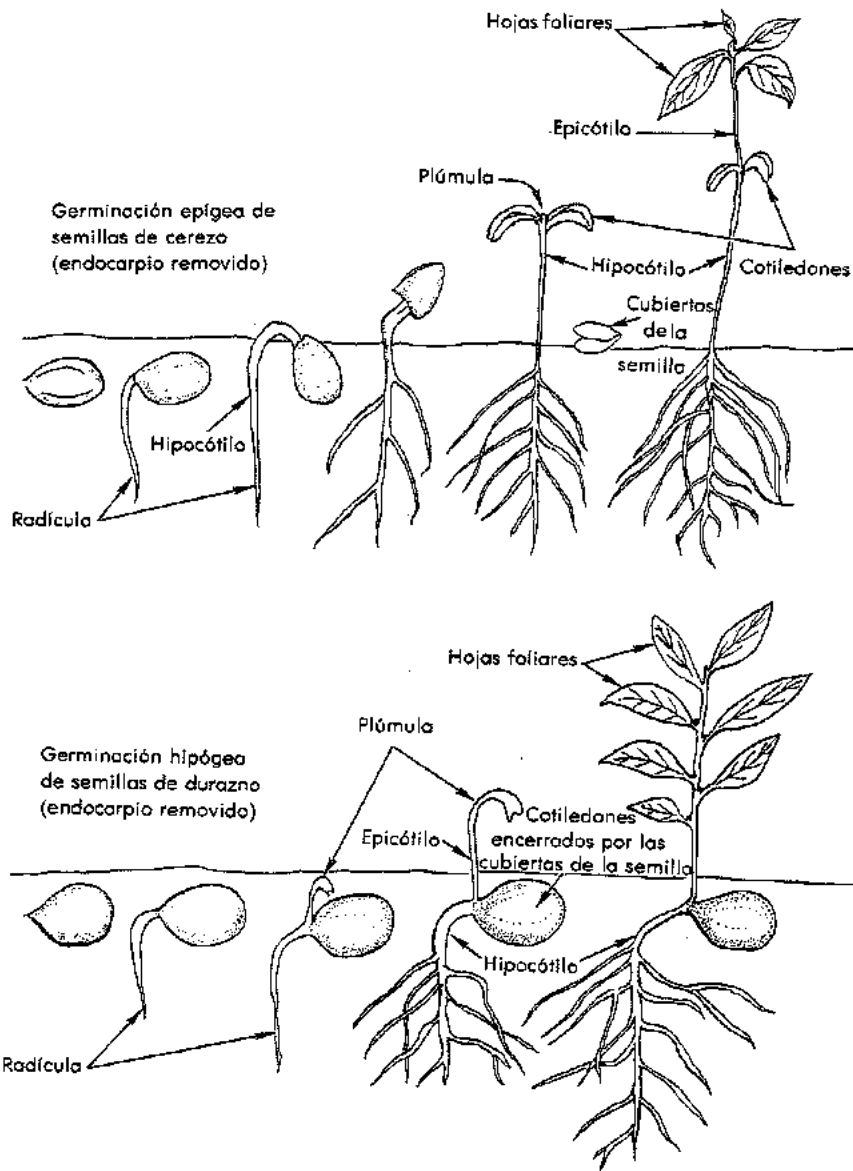


Fig. 6-2 Germinación de la semilla en plantas dicotiledóneas. Arriba: germinación epigea de la cerezo. Los cotiledones, están sobre el suelo. Abajo: germinación hipógea del durazno. Los cotiledones permanecen bajo tierra.

crecimiento vigoroso de las plántulas y un aspecto normal de ellas. (2) El vigor de las semillas y de las plántulas son atributos importantes de calidad, pero pueden ser algo difíciles de medir. (88) El porcentaje bajo de germinación, la tasa baja de germinación y el vigor reducido con frecuencia están asociados. La baja germinación puede deberse a las propiedades genéticas de ciertas cultivares, (38) desarrollo incompleto en la planta, daños durante la cosecha, procesa-

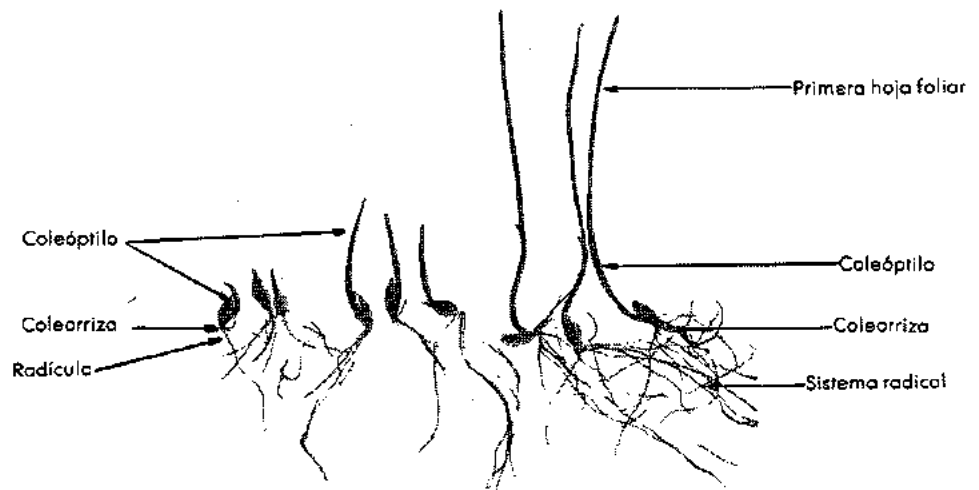


Fig. 6-3 La germinación de las semillas de cebada ilustra el patrón especial que muestra la familia de las gramíneas (Gramineae), una monocotiledónea. (Ver Fig. 3-11 para la estructura de la semilla). El **coleóptilo** y la **coleorriza** encierran respectivamente a la **plúmula** y a la **radícula** y son los primeros que salen de la semilla. Luego, la **primera hoja foliar** y la **radícula** emergen a través de esas estructuras para producir los tallos y las raíces. Fuente: Hartman, H. T., W. J. Flocker y A. M. Kofranek, 1981. *Plant Science*. Englewood Cliffs, N.J.: Prentice-Hall.

miento inadecuado, (36) almacenamiento impropio, (101) enfermedades y envejecimiento. Por lo general, la pérdida de viabilidad va precedida por un periodo de declinación del vigor. (122)

Es posible que las semillas poco vigorosas no puedan resistir condiciones desfavorables en la almáciga, tales como ataques por organismos patógenos. Si las semillas se plantan a mucha profundidad o se forma costra en la superficie del suelo, pueden carecer de fuerza para emerger. La supervivencia en el campo de semillas de poco vigor es muy probable que sea menor que el porcentaje obtenido en la prueba de germinación.

Medición de la calidad de las semillas. Si se mide la secuencia cronológica de la germinación de un lote dado de semillas, o de la emergencia de plántulas en una almáciga, de ordinario se encuentra un patrón de germinación similar a la curva de germinación que se muestra en la Fig. 6-4. Hay una demora inicial en el comienzo de la germinación, luego un incremento rápido en el número de semillas que germinan, seguido por una disminución en la tasa de aparición. Cuando la viabilidad es menor del 100%, es posible que el punto final no sea exacto.

La germinación se mide con dos parámetros: el porcentaje de germinación y la tasa de germinación. Esas medidas pueden indicar vigor, pero también hay que considerar la tasa de crecimiento de las plántulas y su aspecto morfológico. A veces de semillas de baja calidad resultan plántulas de crecimiento anormal. (59)

Los valores del porcentaje de germinación deben implicar un elemento de tiempo, indicando el número de plantas producido en un lapso especificado. La tasa de germinación puede medirse con varios métodos. En uno de ellos se determina el número de días requeridos para

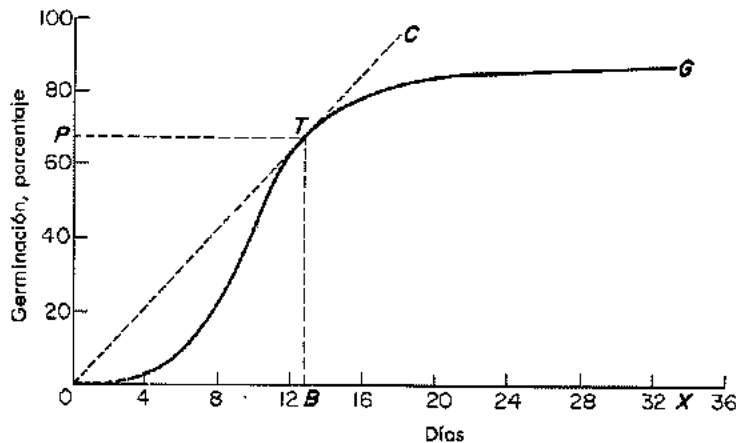


Fig. 6-4 Curva de germinación típica de una muestra de semillas en germinación. Después de una demora inicial, el número de semillas que germinan aumenta, luego disminuye. Esa curva se puede usar para medir el **valor de germinación**. Reproducido de Czabator. (32)

llegar a un porcentaje de germinación dado. Otro método calcula el número promedio de días requeridos para la emergencia de la radícula o de la plúmula, como sigue:

$$\text{Días promedio} = \frac{N_1T_1 + N_2T_2 + \dots + N_xT_x}{\text{número total de semillas germinadas}}$$

N valúa el número de semillas que germinaron dentro de intervalos consecutivos de tiempo; los valores de T son los tiempos transcurridos entre el inicio de la prueba y el final de un intervalo específico de medición. Kotowski (78) ha usado el inverso de esta fórmula multiplicado por 100 para determinar un **coeficiente de velocidad**. Gordon (51) ha sugerido el término **resistencia a la germinación** como el tiempo (horas o días) para una germinación promedio, basado en las semillas que germinan.

Czabator (32) ha sugerido otra medida para las semillas de leñosas perennes cuya germinación puede ser lenta: el **valor de germinación (VG)**, que incluye tanto la tasa como el porcentaje de germinación. Para calcular el valor de VG se debe obtener una curva de germinación, como la que se muestra en la Fig. 6-4, mediante conteos periódicos de la emergencia de las plúmulas o de las radículas. Los puntos importantes de la curva son T , el punto en que la tasa de germinación empieza a disminuir y G , el porcentaje de germinación final. Estos puntos dividen a la curva en dos partes, una fase rápida y una lenta. El valor pico (PV) es el porcentaje de germinación en T dividido entre un número de días necesarios para llegar a ese punto. La germinación media diaria (GMD) es el porcentaje de germinación final dividido entre el número de días que las semillas estuvieron en prueba. Por ejemplo:

$$\begin{aligned} GV &= PV \times MDG \\ GV &= \frac{68}{13} \times \frac{85}{34} \\ &= 5.2 \times 2.5 \\ &= 13.0 \end{aligned}$$

LETARGO: REGULACION DE LA GERMINACION

La maduración de las semillas incluye el desarrollo de mecanismos internos de letargo que controlan el inicio de la germinación (véase el Cap. 3). Un método de control es la reducción de la humedad a un nivel inferior al requerido para la germinación. Sin embargo, la mayoría de las semillas recién cosechadas tienen mecanismos adicionales que impiden la germinación, aunque absorban agua.

En la naturaleza. El efecto de esos controles es preservar las semillas y regular la germinación de manera que coincida con periodos del año en que haya condiciones naturales favorables para la supervivencia de las plántulas. En consecuencia, los mecanismos de control de la germinación existen como una adaptación para la supervivencia natural de las especies. Las exigencias específicas para la germinación están relacionadas con el medio en el cual la planta ha evolucionado. (77, 120, 136) El conocimiento de los requerimientos ecológicos puede ayudar al establecimiento de tratamientos para inducir la germinación.

Estos mecanismos son en particular importantes para plantas que crecen en donde ocurren condiciones ambientales extremas, como en los desiertos o en las regiones frías, en donde las condiciones ambientales pueden no ser favorables para la germinación inmediata, después de la diseminación de las semillas. (13, 99, 137)

En cultivo. La domesticación de muchas cultivares de plantas agrícolas que se propagan por semilla, como los cereales y las hortalizas, ha incluido la selección para una propagación más fácil, de manera que los controles de letargo han desaparecido durante el periodo de almacenamiento en seco durante el manejo normal de las mismas.

En los laboratorios de semillas, resulta particularmente difícil efectuar pruebas de viabilidad de semillas, en especial si se intentan poco después de haberlas cosechado. Esas pruebas de semillas forman una parte importante del trabajo y requieren el conocimiento de los problemas de letargo, que son comunes en las semillas de muchas especies de árboles y arbustos, en particular aquellos de zonas templadas. Se encuentran problemas de letargo tanto en especies de plantas nativas como en aquellas recientemente introducidas al cultivo.

Desde hace mucho que los propagadores de plantas cultivadas han reconocido esos fenómenos de retardo de la germinación y han aprendido a superarlos con la adopción de procedimientos apropiados de pregerminación y manejo, descubiertos por prueba y error.

Categorías de letargo de las semillas

Diversos tipos de mecanismos internos de control de la germinación de las semillas producen distintas clases de letargos. Se han desarrollado varias clasificaciones para explicar los mecanismos biológicos implicados y sugerir formas de superar el letargo. El primer sistema fue formulado por Crocker (29) quien describió siete tipos de letargo de las semillas. Más recientemente, Nicolaeva (94) ha definido un sistema basado en su mayor parte en causas fisiológicas del letargo. Atwater (5) ha mostrado que las características morfológicas, en términos de desarrollo del embrión y de tipos de cubiertas de las semillas, están asociadas con categorías específicas de letargo. La morfología de las semillas es característica de las familias de plantas taxonómicamente establecidas. La interacción de la morfología y la fisiología constituye la base de los diversos tipos de letargo que permiten a ciertos miembros de esas familias adaptarse a medios ambientales específicos.

Las siguientes categorías se basan en diferencias tanto fisiológicas como morfológicas, tomando como base la clasificación de Nicolaeva. (94)

LETARGO POR CUBIERTAS DE LAS SEMILLAS

Letargo físico. Es característico de un gran número de familias de plantas en las cuales la testa y en ocasiones secciones endurecidas de otras cubiertas de la semilla son impermeables. Entre ellas se encuentra a *Leguminosae*, *Malvaceae*, *Cannaceae*, *Geraniaceae*, *Chenopodiaceae*, *Convolvulaceae* y *Solanaceae*. El embrión está quiescente (no aletargado), pero se encuentra encerrado dentro de una cubierta impermeable que puede preservar las semillas con bajo contenido de humedad durante varios años, aun a temperaturas elevadas. Entre las especies cultivadas las semillas duras se encuentran principalmente entre las leguminosas herbáceas, incluyendo trébol, alfalfa, etc., así como en muchas leguminosas leñosas (como *Robinia*, *Acacia*, etc.). La dureza de las semillas depende de la especie y la cultivar, de las condiciones ambientales existentes durante la maduración de las semillas y de las condiciones ambientales durante el almacenamiento. El secamiento por temperaturas altas durante la maduración incrementará la dureza de las semillas. En algunos casos, la dureza de las semillas puede evitarse o reducirse cosechándolas ligeramente inmaduras y evitando que se sequen.

La impermeabilidad de la testa de las semillas se produce por una capa de células de tipo empalizada, las **macroesclereidas**, que en su superficie exterior tienen una pared especialmente gruesa y revestida de una capa de sustancias cerosas, cuticulares (100) (véase Fig. 6-5). La desintegración de la "gorra" de esas semillas o los esfuerzos mecánicos que separen las células, pueden permitir que entre el agua y produzca germinación. (20) En algunas especies de leguminosas, el punto de fijación de la semilla (el **hilio**) actúa durante la maduración como una válvula de un solo paso para permitir que el agua escape a una atmósfera seca, pero cerrándose a una atmósfera húmeda para impedir la absorción de agua. (64) En especies como *Albizia lophantha* (35) cerca del hilio se encuentra una pequeña abertura (el **estrofiolo**) que está sellado con un tapón semejante a un corcho, que puede ser desalojado con sacudimientos o impactos vigorosos (54) o por exposición al calor seco, como en un incendio. (35)

En la naturaleza, las cubiertas de las semillas se suavizan por varios agentes ambientales, incluyendo la abrasión mecánica, la alternación de hielo y deshielo, el ataque por microorganismos del suelo, el paso por el tracto digestivo de aves o mamíferos o por el fuego. El ablandamiento de las semillas por bacterias y hongos es más efectivo a temperaturas superiores a 10 °C o cuando las semillas se plantan en un medio no estéril. En el Cap. 7 se enumeran diversos medios con los cuales las cubiertas de las semillas se pueden modificar artificialmente (véase también la Fig. 6-5).

Letargo mecánico. Esta categoría comprende la situación en que las cubiertas de las semillas son demasiado duras para permitir que el embrión se expanda durante la germinación. Probablemente este factor en ninguna especie es la única causa del letargo, pero se combina con otros factores para retardar la germinación. En general, una vez que el agua es absorbida por las semillas, la fuerza expansiva de la germinación rompe las cubiertas de la semilla y desgarrará cualquier cubierta externa. Sin embargo, las cáscaras de las nueces y los huesos de varios frutos pueden retardar la germinación. El endocarpio duro (hueso) de las semillas de durazno hace más lenta la absorción de agua y retrasa la lixiviación de los inhibidores de la germinación. (42) En muchas especies ha sido difícil demostrar que esos efectos mecánicos son una causa primaria de letargo. (94) Cualquiera de los efectos de las cubiertas mecánicamente resistentes pueden superarse con los mismos tratamientos que se aplican a cubiertas de semilla impermeables de plantas nativas o cultivadas.

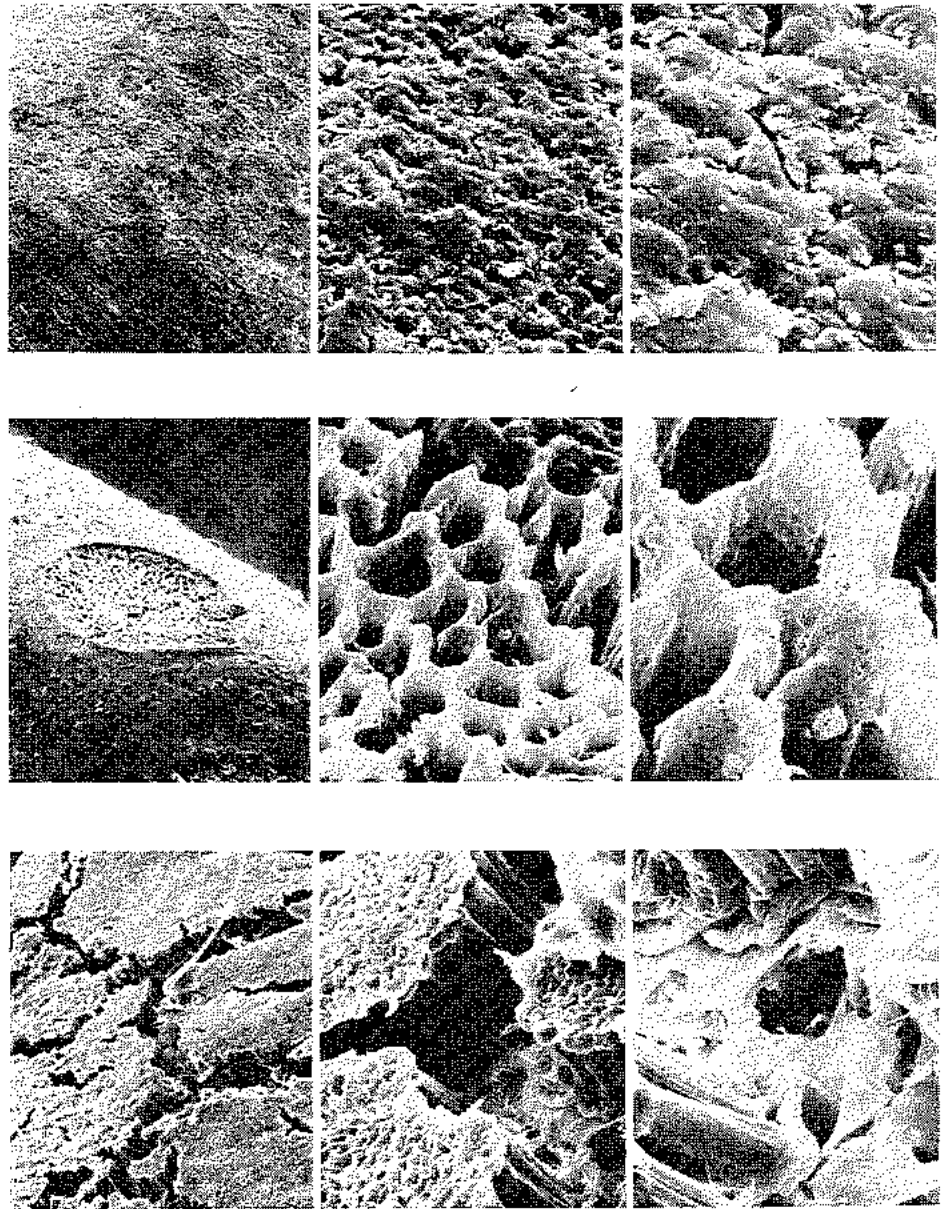


Fig. 6-5 Micrografías logradas con microscopio electrónico, "explorador" (scanning) semilla de *Coronilla varia* "Penggift" que muestran los efectos de la escarificación sobre las cubiertas de las semillas. *Hilera superior*: semilla no escarificada. De izquierda a derecha, aumento 170X, 1700X y 4250X. Observe la cubierta de placa intacta. *Hilera central*: después de la escarificación con ácido durante 30 min. De izquierda a derecha: aumento 170X, 1700X y 4250X. Se han destruido capas de macroscleireidas, exponiendo los lúmenes de las células. *Hilera inferior*, después de la inmersión de las semillas en agua hirviendo durante 30 s, agitándolas. De izquierda a derecha: aumento 170X, 850X y 1700X. Note la estructura columnar de las células de macroscleireidas expuestas. Cortesía de R. E. Brant, G. W. McKee y R. W. Cleveland. (20)

Letargo químico. De varias partes de plantas se han extraído e identificado sustancias químicas que actúan como **inhibidoras de la germinación**. (48) Esas sustancias se producen y acumulan en el fruto así como en las cubiertas de las semillas.

Los frutos carnosos, o sus jugos, pueden inhibir fuertemente la germinación de las semillas. Esto ocurre en cítricos, cucúrbitas, frutas de hueso, manzanas, peras, uvas y tomates. En forma similar, los frutos secos y sus cubiertas, como las cáscaras de la semilla de guayule, de *Pennisetum ciliare*, de trigo y las cápsulas de la mostaza blanca (*Brassica*) pueden inhibir la germinación. Cuando las cubiertas del fruto se quedan con la semilla, esa inhibición puede persistir hasta el período de germinación. Algunas de las sustancias asociadas con la inhibición son diversos fenoles, cumarina y ácido abscísico.

Es difícil establecer una relación directa entre sustancias químicas específicas y la germinación. Sin embargo, en muchos casos específicos en que hay presentes inhibidores, la germinación puede mejorarse o estimularse lixiviando con agua, removiendo la cubierta o aplicando ambos métodos. (95) Por ejemplo, existen inhibidores específicos de la germinación de las semillas que desempeñan un papel en la ecología de ciertas plantas del desierto. (77, 113, 134) Los inhibidores son lixiviados de las semillas por lluvias fuertes y mojadoras, que aportan suficiente humedad del suelo para asegurar la supervivencia de las semillas. Como una lluvia ligera es insuficiente para causar lixiviación, a esas sustancias inhibidoras se les llama "pluviómetros químicos". Se han reportado inhibidores de la germinación ampliamente distribuidos en las semillas de especies tropicales. (94) En las semillas de iris, el letargo, se debe a inhibidores de la germinación solubles en agua y en éter que se encuentran en el endospermo, que pueden ser lixiviados de las semillas con agua o evitados con la excisión del embrión. (3)

Los ejemplos anteriores muestran efectos directos de inhibidores localizados externamente que pueden ser removidos por lixiviación. Sin embargo, los inhibidores pueden estar involucrados en otros tipos de letargo en una manera más compleja. Se ha mencionado a los inhibidores como causantes de los embriones rudimentarios (5) y se debe superar su efecto antes de que pueda ocurrir elongación del embrión. Las "semillas" de la remolacha contiene en sus cubiertas sustancias que despiden amoníaco, el cual interfiere con la germinación en las pruebas de laboratorio; pero si esas semillas se siembran en el suelo, la lixiviación o la absorción del amoníaco por las partículas del suelo eliminan este factor. (123) Por tanto, los inhibidores de la germinación pueden ser un problema más serio en los ensayos de laboratorio que en el campo.

Se han encontrado inhibidores en semillas de familias como Polygonaceae, Chenopodiaceae (*Atriplex*), Portulacaceae (*Portulaca*) y otras en que el embrión está situado en la periferia (véase la semilla de remolacha en la Fig. 3-8). De manera similar, las semillas de un grupo de familias como *Cruciferae* (mostaza), *Linaceae* (lino), *violaceae* (violeta), *Labiatae* (*Lavendula*), tienen una cubierta delgada de las semillas con una capa interna mucilaginosa que contiene inhibidores. (5)

El control del letargo que se produce por inhibidores localizados internamente es más complejo y no se puede lograr por simple lixiviación; se tratan con mayor detalle más adelante.

LETARGO MORFOLÓGICO

El letargo morfológico se presenta en familias de plantas cuyas semillas, de manera característica en el embrión, no se han desarrollado por completo en la época de maduración. Después de la separación de la semilla de la planta y antes de que pueda haber germinación es necesario que el embrión tenga un crecimiento adicional. Como regla general, el crecimiento del embrión es favorecido por temperaturas cálidas, pero la respuesta puede ser complicada por la presencia de otros mecanismos de letargo. Dentro de esta categoría hay dos grupos:

Embriones rudimentarios. Las plantas con embriones rudimentarios producen semillas cuyos embriones son apenas algo más que un proembrión embebido en un endospermo en la época de la maduración del fruto (como en la magnolia, Fig. 3-8). Este tipo se presenta en varias familias, como Ranunculaceae (anémona, ranúnculo), Papaveraceae (amapola, *Romneya*), y Araliaceae (ginseng, fatsia). También en el endospermo ocurren inhibidores químicos de la germinación, que se vuelven en particular activos con altas temperaturas. Los auxiliares efectivos para inducir la germinación incluyen: *a*) exposición a temperaturas de 15 °C o menos; *b*) exposición a temperaturas alternantes; y *c*) tratamientos con aditivos químicos como nitrato de potasio o ácido giberélico.

Algunas plantas leñosas de zona templada como el acebo (*Ilex*) y la baya de nieve (*Symphoricarpos*) tienen embriones rudimentarios y además otros tipos de letargo como cubiertas duras de las semillas y embriones con letargo, que deben superarse para que ocurra la germinación. (94)

Las orquídeas tienen tanto embriones rudimentarios como semillas poco desarrolladas. No se les considera con letargo en el mismo sentido que a otras de esta categoría y se preparan para la germinación con métodos asépticos especiales que se tratan en el Cap. 17.

Embriones no desarrollados. Algunas semillas, en la madurez del fruto tienen embriones poco desarrollados, con forma de torpedos, que pueden alcanzar un tamaño de hasta la mitad de la cavidad de la semilla. El crecimiento posterior del embrión se efectúa antes de la germinación. Algunas familias y especies importantes de esta categoría incluye a *Umbelliferae* (zanahoria), *Ericaceae* (rododendro, brezo), *Primulaceae* (ciclamen, primula) y *Gentianaceae* (genciana). En las semillas recién cosechadas pueden estar involucrados otros factores como la semipermeabilidad de las cubiertas internas e inhibidores internos de la germinación. Una temperatura de alrededor de 20 °C es favorable para la germinación, al igual que los tratamientos con ácido giberélico.

En las semillas de algunas especies, después del periodo cálido de desarrollo del embrión se requiere un enfriamiento subsiguiente. En esta categoría se encuentran varios árboles de zona templada como el fresno (*Fraxinus*) y varias especies de *Euonymus*. (94)

Varias especies tropicales, muchas de las cuales son monocotiledóneas, tienen semillas con embriones poco desarrollados que requieren un periodo largo de exposición a temperaturas elevadas para que se efectúe la germinación. Por ejemplo, las semillas de varias especies de palmas requieren almacenarse durante varios años para que germinen, pero ese periodo puede reducirse a tres meses manteniendo las semillas a temperaturas de 38 a 40 °C; o a 24 h separando el embrión y poniéndolo a germinar asépticamente. El ácido giberélico (1000 ppm) ha acelerado la germinación de la semilla de palma, pero se necesita dar un tratamiento a la cubierta de la semilla para asegurar la penetración de la sustancia. (91) Como otros ejemplos, se pueden citar las semillas de *Actinidia* que requieren dos meses de tratamiento con calor y las de *Annona squamosa*, que necesitan tres meses. (94)

LETARGO INTERNO

En varias especies de semillas el letargo es controlado internamente en el interior de sus tejidos vivientes y se presenta en varias clases. En el control interno de la germinación están implicados dos fenómenos separados. El primero es el control ejercido por la *semipermeabilidad* de las cubiertas de las semillas. El segundo es un *letargo* presente dentro del embrión que se supera con exposición a enfriamiento en húmedo.

Letargo fisiológico. Las semillas recién cosechadas de muchas, si no de la mayoría, de las plantas herbáceas de la zona templada tienen un letargo fisiológico que tiende a desaparecer con el almacenamiento en seco. (16, 87, 94, 117) En la mayoría de las semillas de las especies cultivadas de cereales, pastos, hortalizas y flores, el periodo de letargo puede durar de uno a seis meses, pero con los procedimientos normales de manejo desaparece con el almacenamiento en seco. Para muchas semillas de plantas no cultivadas, ese letargo de ordinario dura más, en particular si las semillas permanecen húmedas, como cuando están enterradas en el suelo.

Cuando están en letargo, las semillas tienden a tener requerimientos ambientales más específicos para su germinación que cuando no lo están. Por ejemplo, las semillas recién cosechadas de cardo erizado o de amaranto germinan sólo a temperaturas elevadas, de alrededor de 30 °C. En las semillas recién cosechadas de otras especies, como las de algunas cultivares de lechuga y de apio, la germinación se inhibe por temperaturas superiores a 25 °C. A la sensibilidad al calor se le llama letargo térmico.

Las semillas en letargo de muchas especies que son sensibles a la temperatura también tienen sensibilidad a la luz (fotoletargo). Las semillas de algunas plantas, como las de lechuga y de algunos cultivos florales, requieren luz para germinar, mientras que otras necesitan oscuridad.

En apariencia, los mecanismos de control del letargo fisiológico residen dentro de las cubiertas de las semillas vivas y fisiológicamente activas. (49) La remoción de las cubiertas de las semillas, la punción de las mismas o el incremento de las concentraciones de oxígeno pueden producir la germinación. Este mecanismo de control se debe a la semipermeabilidad de las cubiertas de las semillas, que permiten que el agua entre a las semillas pero que restringen los movimientos de gases (entrada de oxígeno, escape de bióxido de carbono) e impiden la lixiviación de los inhibidores de la germinación del interior de las semillas.

En general, las capas exteriores, como el tegumento externo (testa) y los tejidos de los frutos, están formados por células no vivientes, pero aquellos del tegumento interno, la nucela, y del endospermo son fisiológicamente activos. Al parecer las capas controladoras más importantes son las que están más próximas al embrión.

Letargo interno intermedio. Otro tipo de letargo es inducido principalmente por las cubiertas de las semillas y los tejidos de almacenamiento circundantes. El letargo interno intermedio es característico de las coníferas (pino, abeto y similares). (108) El embrión mismo no está en letargo y es capaz de tener una germinación más o menos normal si se le separa de la semilla y se coloca en agar nutritivo aséptico. Este tipo de letargo se caracteriza además por el hecho de que el enfriamiento puede no ser un requerimiento absoluto de germinación, pero acelera bastante la tasa de germinación.

Letargo del embrión. El letargo del embrión se caracteriza principalmente porque para llegar a la germinación se requiere un periodo de enfriamiento en húmedo y por la incapacidad del embrión separado de germinar con normalidad. (26, 30, 81, 94, 125) Desde hace mucho tiempo que los propagadores han sabido que las semillas de muchas especies de árboles y arbustos que maduran en el otoño, para que puedan germinar en la primavera siguiente deben ser enfriadas al invierno. Este requerimiento condujo a la práctica hortícola llamada estratificación, en la cual se colocan las semillas en cajas entre capas de arena o tierra húmeda (o se entierran) y se les expone a temperaturas bajas ya sea a la intemperie o en refrigeradores.

En esta situación se han encontrado dos condiciones separadas pero interactuantes que controlan la germinación. (94) La primera es la semipermeabilidad de las membranas que cubren la semilla que ejerce efectos sobre la aereación y la retención de inhibidores, similar a la

Fig. 6-6 Efectos del enfriamiento de semillas del durazno "Lovell" durante diferentes periodos de tiempo sobre el crecimiento subsiguiente y el aspecto de las plántulas. Semillas almacenadas antes de la siembra en condiciones húmedas a 5 °C durante 102 días (izquierda) y durante 68 días (derecha). Obsérvense en las segundas las plántulas fisiológicamente achaparradas y anormales.



descrita en las semillas que tienen letargo fisiológico. La segunda es la condición interna de letargo dentro del embrión mismo, en particular en los puntos de crecimiento del eje embrionario. También pueden intervenir las influencias del endospermo o del gametofito femenino circundantes. La modificación de todos estos efectos se lleva a cabo gradualmente con el tiempo durante el enfriamiento, de manera que al final las semillas pueden germinar con prontitud cuando se les dan temperaturas más altas.

Las semillas de las plantas de este grupo, por lo general tienen un requerimiento de enfriamiento absoluto de uno a cuatro meses para que pueda efectuarse la germinación. Más aún, cuando los embriones se separan y se colocan en agar nutritivo no germinan bien sino que muestran, en varios grados, síntomas de letargo. Se ha encontrado que una gama de esas respuestas se puede utilizar como prueba de viabilidad de estas semillas en letargo. (30, 94) Esas respuestas incluyen el crecimiento y enverdecimiento de los cotiledones; desarrollo de radícula corta y gruesa sin crecimiento del epicótilo o desarrollo normal del sistema radical con varios grados de epicótilos anormales y enanos. Los epicótilos pueden permanecer en esa condición hasta que se dé a las plantas un tratamiento de enfriamiento, después del cual algunos meristemos reasumen su crecimiento normal. A esas plántulas se les llama enanos fisiológicos (30, 50) (Fig. 6-6).

Los embriones en letargo son más comunes en las semillas de árboles y arbustos y algunas plantas herbáceas de zonas templadas o aun de climas más fríos, en donde en la naturaleza las semillas inviernan y germinan en primavera.

Las condiciones requeridas para superar el letargo del embrión comprenden:

1. Imbibición de humedad por la semilla.
2. Exposición a temperaturas bajas, pero no necesariamente de congelación.
3. Aeración.
4. Cierta periodo de tiempo.

Humedad. La postmaduración requiere que las semillas hayan embebido agua. Una semilla seca con embrión en letargo inicialmente absorbe por imbibición alrededor de 50% de humedad. (81, 94) Si la semilla está encerrada por un endocarpio duro (42) u otras capas de la semilla, la absorción puede ser lenta, de manera que requiere un periodo de postmaduración bastante más prolongado. La iniciación de la postmaduración se retrasa, de tal modo que todo el tiempo de estratificación se alarga mucho. Durante el periodo de enfriamiento siguiente, el contenido de humedad de las semillas permanece más o menos constante o aun puede aumen-

tar en forma gradual. A medida que termina el letargo el embrión absorbe agua rápidamente con el inicio del proceso de germinación, de manera que la demanda de agua puede volverse bastante elevada. (81) Las semillas se hinchan y las cubiertas de las semillas se rajan.

La reducción del contenido de humedad puede tener varios efectos. El secamiento cerca del término de la estratificación puede dañar al embrión. El secado de las semillas durante la estratificación detiene el proceso de postmaduración (57) y puede desarrollarse letargo secundario. (97) Por otra parte, varios reportes experimentales describen procedimientos en los cuales semillas parcialmente postmaduradas fueron secadas en parte y luego almacenadas con éxito a bajas temperaturas para siembra posterior. (33, 43, 66, 115) Cuando volvieron a embeber agua, las semillas germinaron con prontitud, sin pérdida de la germinabilidad.

Temperatura. La temperatura es el factor más importante que afecta la tasa de postmaduración.

Las temperaturas un poco superiores al punto de congelación del agua, de 2 a 7 °C son, en lo general, las más efectivas. Las temperaturas superiores o inferiores producen cambios con una tasa menor. Se ha reportado que la temperatura efectiva mínima es de unos -5 °C (34) y la máxima de 17 °C. (1) A temperaturas más elevadas las semillas no sólo no germinan sino que pueden revertir a un letargo secundario. (1, 107, 108, 127) Para semillas de manzano (1) los procesos implicados en la postmaduración y aquellos conducentes a la inducción de letargo secundario se ha encontrado que están en equilibrio a 17 °C que es llamada *temperatura de compensación*. Este punto se ha determinado también en semillas en letargo de otras plantas, (115) pero la temperatura exacta varía con las diferentes especies y las diferentes etapas de postmaduración. (109) La respuesta de semillas de manzano parcialmente postmaduradas a diversas temperaturas de germinación varía con la temperatura. A temperaturas bajas, las semillas germinan con lentitud pero el porcentaje es elevado. A temperaturas más elevadas, las tasas de germinación son más aceleradas, pero el porcentaje de germinación disminuye en proporción al incremento de temperatura. (34, 107) Las semillas no germinadas vuelven a su letargo secundario y pueden no germinar sino hasta la primavera siguiente después de haber pasado de nuevo por un tratamiento de enfriado.

Las temperaturas más efectivas para la germinación son similares a las del medio natural, en donde las temperaturas del suelo son relativamente frías al inicio de la primavera, pero aumentan a medida que avanza la estación. El letargo secundario de la semilla, resultante en inhibición de la germinación durante un periodo cálido temprano en la primavera puede ser ventajoso en la naturaleza para la supervivencia de la especie al limitar la germinación a los periodos más tempranos de la estación permitiendo un buen establecimiento antes de que se presente el tiempo cálido, posiblemente seco, del verano.

En embriones separados de la semilla, no sometidos a postmaduración, se ha mostrado que el achaparramiento fisiológico resulta de la exposición de los meristemos apicales a temperaturas de germinación cálidas. (97) En duraznos, una temperatura de 23 a 27 °C produjo síntomas de achaparramiento fisiológico, pero a temperaturas más bajas, las semillas crecieron normalmente. En almendros, la exposición a altas temperaturas de semillas no estratificadas por completo, subsecuentemente indujo en las plántulas síntomas de achaparramiento fisiológico.

Cortando el ápice de la plántula se puede evitar el achaparramiento forzando el crecimiento natural de nudos más bajos no achaparrados. Asimismo, el ahogamiento se ha evitado exponiendo las plántulas a fotoperiodos largos o a luz continua, (50, 80, 129) siempre que esa acción se haga antes de que el meristemo apical entre por completo en letargo. La aplicación repetida de ácido giberélico también contrarresta el achaparramiento. (11, 12, 50)

Aeración. Para una postmaduración adecuada es necesario que durante la estratificación de la semilla haya una buena aeración que proporcione oxígeno. La cantidad de oxígeno necesaria depende de la temperatura. (27, 124) Se ha demostrado que las cubiertas húmedas de semillas embebidas de agua y en letargo, restringen la absorción de oxígeno debido *a)* a la baja solubilidad del oxígeno en el agua y *b)* a la fijación de oxígeno por las sustancias fenólicas de las cubiertas de las semillas. Sin embargo, a temperaturas bajas, los requerimientos de oxígeno del embrión son reducidos y, por lo general, la cantidad de oxígeno es adecuada. Pero si aumenta la temperatura, aumentan los requerimientos de oxígeno del embrión, la solubilidad del oxígeno es menor y se incrementa la cantidad de oxígeno fijada por los fenoles. El letargo secundario que se desarrolla con temperaturas altas puede atribuirse a una interacción de la permeabilidad de las cubiertas de las semillas con la temperatura. Habiéndose encontrado que las cubiertas de las semillas contienen también otros inhibidores, como el ácido abscísico (37) la explicación precisa es incierta. Sin embargo, como se indicó antes, en esos grupos de plantas la remoción de las cubiertas de las semillas puede reducir bastante su letargo.

Tiempo. En la mayoría de las especies perennes leñosas, el tiempo requerido para la postmaduración de semillas en letargo es de uno a tres meses, aunque en ciertas especies se necesita de cinco a seis. El tiempo requerido es característico de la especie y existe una correlación general entre los requerimientos de enfriamiento de las yemas de las plantas y los de sus semillas. (68, 69, 136)

El tiempo de germinación de las semillas puede ser influenciado por la exposición ambiental de la planta madre durante el desarrollo de la semilla. (125) En consecuencia, se puede presentar una gran variación en los requerimientos de enfriamiento de las semillas, no sólo entre diferentes especies sino también entre diferentes fuentes de semillas de la misma especie, que a su vez depende del año en que fue producida la semilla y la ubicación de las plantas progenitoras. La variación entre las semillas individuales de un lote de semillas puede producir en el mismo una germinación dispareja.

Letargo del epicótilo. Algunas semillas tienen exigencias de estratificación diferentes para la radícula, el hipocótilo y el epicótilo. (30, 94) Estas especies se dividen en dos subgrupos:

1. Semillas que inicialmente germinan durante un periodo cálido de uno a tres meses para inducir el desarrollo de la raíz y del hipocótilo, pero requieren un enfriamiento de uno a tres meses para que pueda crecer el epicótilo. En este grupo se encuentran varias especies de lirios (*Lilium*), *Viburnum* spp., y peonía (*Paeonia*).
2. Semillas que requieren de un periodo de enfriamiento para la postmaduración del embrión, seguido por otro periodo cálido para el crecimiento de la raíz y luego un segundo periodo frío para estimular el crecimiento del tallo. En la naturaleza, esas semillas requieren, para su germinación completa, de dos temporadas de desarrollo enteras. Entre las especies de este subgrupo se encuentra *Trillium* y otras perennes nativas de las zonas templadas.

LETARGO DOBLE

El letargo doble se caracteriza por presentarse tanto en las cubiertas de las semillas (falta de permeabilidad al agua) como en el embrión. Para obtener la germinación se necesita superar ambas condiciones en la secuencia apropiada. Las cubiertas de la semilla deben modificarse para permitir que el agua penetre hasta el embrión y pueda efectuarse la postmaduración del mismo. Por lo general, ello se logra con estratificación cálida seguida por estratificación fría.

Este tipo de letargo es característico de especies de árboles y arbustos de familias que tienen cubiertas de las semillas duras cuyas plantas viven en zonas de inviernos fríos. En la naturaleza, varios agentes del medio (aquellos que afectan al letargo físico), ablandan las cubiertas de las semillas cuando éstas caen al suelo y luego son enfriadas al invernar.

LETARGO SECUNDARIO

El letargo secundario se adquiere después de que la semilla ha sido separada de la planta. (29) Aunque el término pudiera ser aplicado a efectos de las cubiertas de la semilla, como su endurecimiento que puede desarrollarse por deshidratación durante el almacenamiento (123), se aplica mejor a un tipo de letargo del embrión que puede desarrollarse gradualmente si las semillas intactas son expuestas a condiciones ambientales que permiten la imbibición pero que impiden la germinación. (67, 73) Este tipo de letargo se desarrolla después de la imbibición de agua por las semillas y antes de la emergencia de la radícula. Estas condiciones pueden incluir alta temperatura, baja provisión de oxígeno y falta de luz. (72, 120)

La inducción del letargo secundario está bien ilustrado con experimentos efectuados con semillas de lechuga recién cosechadas que muestran letargo fisiológico. (74) Si se les pone a germinar a 25°C las semillas necesitan luz, pero si se les embebe de agua durante dos días en la oscuridad, los embriones separados germinan de inmediato, ilustrando que había presente sólo un letargo primario. Sin embargo, si la imbibición se continúa por un periodo de hasta ocho días, los embriones separados no germinan, ya que han desarrollado letargo secundario.

La terminación del letargo secundario puede inducirse con enfriamiento, a veces con luz y en varios casos con tratamientos con hormonas que estimulan la germinación, en particular ácido giberélico.

La prevención del letargo secundario puede lograrse con deshidratación y almacenamiento en seco.

En la naturaleza, el letargo constituye una adaptación ecológica importante para las plantas. En cultivo, las semillas separadas de la planta permanecen viables durante periodos largos si se secan y pierden su letargo primario en el almacén. Cuando embeben agua, germinan con prontitud. Sin embargo, si después de la maduración las semillas retienen un contenido elevado de humedad, deben germinar con prontitud, ya que pueden perder la viabilidad. La inducción del letargo secundario permite a las semillas embebidas retener la viabilidad durante periodos largos. Más aún, con la inducción de requerimientos de enfriamiento, se pueden establecer patrones estacionales de germinación. El letargo secundario tiene especial importancia para las semillas enterradas en el suelo, las cuales no germinan sino hasta que el suelo es disturbado y las semillas quedan expuestas a la luz.

Control hormonal del letargo y de la germinación

Muchas pruebas experimentales apoyan el concepto de que el control del letargo y la germinación se hace por medio de hormonas endógenas específicas estimuladoras del crecimiento como las *giberelinas*, *citokinas* y *etileno* así como inhibidoras del mismo, principalmente el *ácido abscísico*. (17, 71) Esas pruebas se han obtenido de estudios bioquímicos y fisiológicos en varias etapas de la germinación y han correlacionado cambios en las concentraciones de hormo-

Los cambios fisiológicos que ocurren durante la estratificación y la postmaduración de embriones en letargo son muy complejos. Sin embargo, se les ha asociado con cambios en las concentraciones de sustancias estimuladoras del crecimiento.

En semillas en letargo de ciruelo (Fig. 6-7), nogal (*Juglans spp.*) (84) durazno (*Prunus persica*) (37, 83) y avellano (*Corylus avellana*) (138) se han encontrado contenidos elevados de sustancias inhibitoras del crecimiento, identificadas usualmente como ácido abscísico (ABA). Estas sustancias se presentan en las concentraciones más elevadas en las cubiertas de semillas recién cosechadas. Invariablemente, la concentración disminuye durante el enfriamiento, como se muestra para ciruelo en la Fig. 6-7, y a veces pueden ser lixiviadas con agua. No obstante, su desaparición no necesariamente coincide con el inicio de la germinación. Por otra parte, la aplicación de ABA a semillas enfriadas listas para germinar, siempre impide la germinación.

Ciertas sustancias estimuladoras del crecimiento, usualmente identificadas como giberelinas, se encuentran a baja concentración en las semillas en letargo de varias especies, como ciruelo (82) y durazno. (86) Los contenidos de giberelina aumentan durante el enfriamiento, (86) como se muestra en la Fig. 6-7 para semillas de ciruelo. (82)

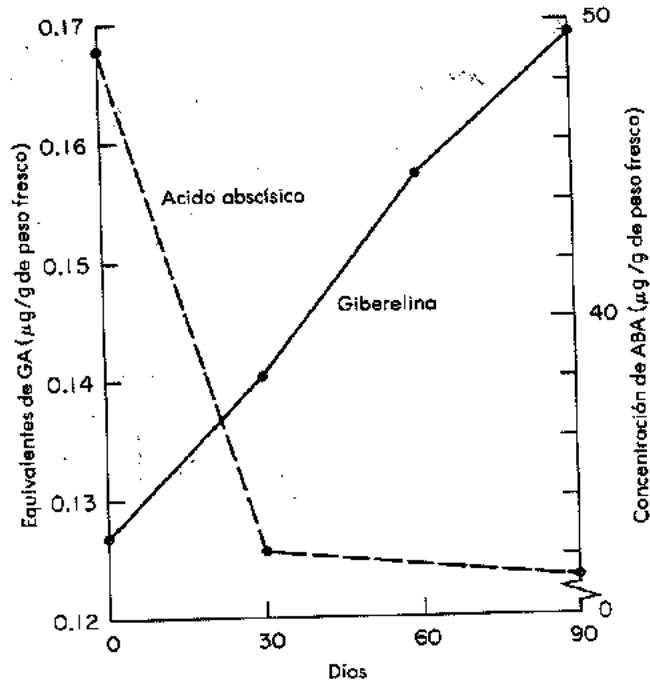


Fig. 6-7 Cambios en los contenidos endógenos de ácido abscísico y de giberelina en semillas de ciruelo durante la estratificación. Reproducido de Lin y Boe. (82)

nas en varias partes de la semilla. Sin embargo, dichas correlaciones no necesariamente prueban su papel en la naturaleza. (17) No obstante, las hormonas sintéticas aplicadas pueden actuar como agentes primarios de germinación al estimular e inhibir la germinación de varias semillas. (73) La aplicación de hormonas resulta de mucha utilidad como sondeadoras experi-

Las semillas de avellano (*Corylus avellana*) ilustran la separación de los sistemas hormonales de inhibición y de estímulo del crecimiento durante la germinación. Al tiempo de la maduración, la semilla intacta está en letargo, pero el embrión está quiescente. En las cubiertas de las semillas se puede detectar una cantidad detectable de giberelina. (103) Cuando la semilla se seca después de la cosecha, el embrión entra en letargo y en ese periodo el contenido de giberelina disminuye de manera significativa. (102) Para lograr la germinación se requieren varios meses de stratificación. Durante ese periodo de enfriamiento el contenido de giberelina permanece bajo, pero aumenta después de que se colocan las semillas a temperatura cálida y se inicia la germinación (Fig. 6-8, derecha).

La aplicación de ácido giberélico a las semillas en letargo puede reemplazar los requerimientos de enfriamiento (19) (Fig. 6-8 izquierda). La aplicación de ABA al mismo tiempo que la giberelina contrarresta los efectos del GA e impide la germinación. (104)

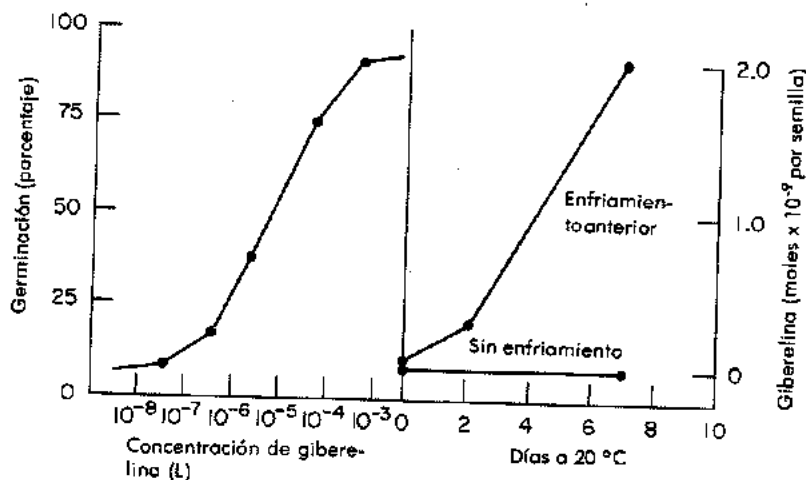


Fig. 6-8 Interacción de la giberelina, la estratificación y la germinación en semillas de avellano. Reproducida con autorización de A. W. Galston y P.S. Davies, de *Control mechanisms in plant development*, Englewood Cliffs, N. J.: Prentice-Hall, Inc., 1970.

mentales de la germinación. Sin embargo, no se obtienen respuestas automáticamente y éstas pueden variar con la especie, la cultivar y la etapa de letargo o germinación. La respuesta depende, también de la capacidad de introducir la hormona al tejido debido de la semilla, de manera que para asegurarse de la disponibilidad de la misma se deben emplear métodos especiales como el de infusión. (73)

Giberelinas

Las giberelinas (GA) comprenden a la clase de sustancias implicadas de manera más directa en el control y el estímulo de la germinación de las semillas (véase la Fig. 6-9). Aunque existen

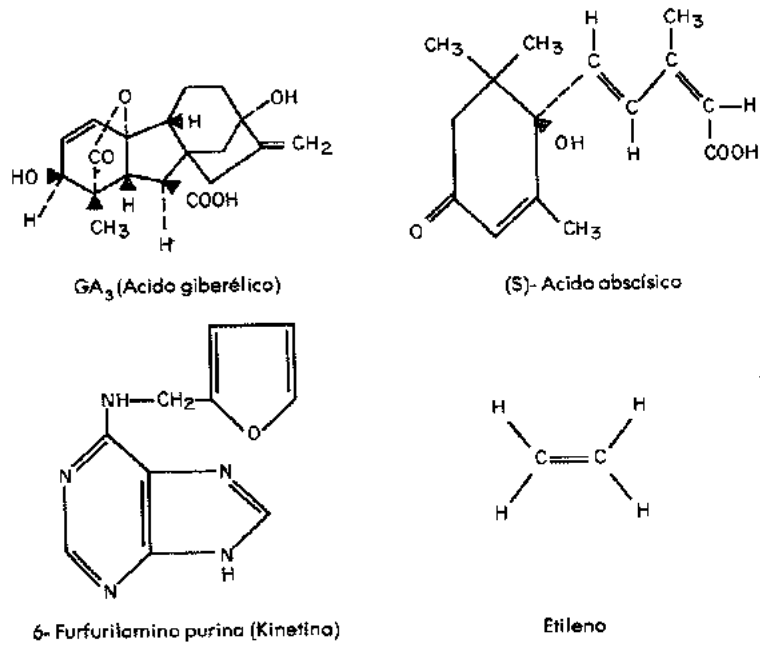


Fig. 6-9 Estructura química de varias sustancias reguladoras de las plantas que intervienen en la germinación o en su control: ácido giberélico, ácido abscísico, kinetina y etileno.

muchas variaciones moleculares de la giberelina, la de más amplio uso experimental y comercial es el ácido giberélico (GA₃). Estos compuestos se presentan en concentraciones relativamente altas en las semillas en desarrollo, pero de ordinario se reducen a una concentración menor en semillas maduras en letargo, en particular en plantas dicotiledóneas.

La aplicación de las giberelinas puede funcionar para superar muchos tipos de letargo, incluyendo al fisiológico, al fotoletargo y al termoletargo. Al parecer las giberelinas desempeñan un papel en dos etapas diferentes de la germinación. En la Etapa 1, se ha sugerido que las giberelinas actúan en la etapa inicial de la inducción de enzimas al ser transcritas de los cromosomas.

Una etapa posterior en la que es efectiva la giberelina es la activación de enzimas que intervienen en la movilización del sistema de alimentos. Se han llevado a cabo experimentos con semillas de cebada. (28) Cuando la semilla quiescente embebe agua, la giberelina aparece en el embrión y es translocada a la *aleurona* (una capa de tres a cuatro células de espesor que rodea al endospermo), en donde causa una nueva producción de α -amilasa. Esta enzima se mueve al endospermo, en donde convierte el almidón en azúcar, el cual a su vez es translocado a los puntos de crecimiento del embrión para producir energía para el crecimiento. En las semillas de cebada, el GA también promueve la inducción o estimulación de otras enzimas específicas.

Ácido abscísico (ABA)

De los inhibidores de la germinación que se trataron con anterioridad en este capítulo, el de mayor significación es el ácido abscísico. Este compuesto de ocurrencia natural es uno de los

compuestos reguladores del crecimiento más importantes, no sólo en la germinación de las semillas sino en el crecimiento de las plantas en general. (129, 130) En el algodón desempeña un papel evitando en el óvulo la "germinación precoz" del embrión en desarrollo. (40) Se ha considerado que la falta de desarrollo de embriones rudimentarios es debida a elevadas concentraciones inhibitoras. (5)

El ABA tiende a incrementarse con la maduración del fruto y puede estar involucrado en la prevención de la viviparidad y en la inducción del letargo. Se ha aislado de semillas en letargo, como de las cubiertas de las semillas de durazno, nogal, manzano, rosal y ciruelo, pero desaparece durante la estratificación (Fig. 6-7).

La aplicación de ABA puede inhibir la germinación de semillas que no estén en letargo y contrarrestar los efectos del ácido giberélico aplicado. En general, esos efectos son temporales y desaparecen cuando las semillas se cambian a una solución libre de ABA.

Citokininas

En las plantas se ha encontrado que ocurren naturalmente compuestos clasificados como citokininas, (119) los cuales tienen una estructura básica de una adenina con un N⁶ sustituido (véase Fig. 6-9). Entre las citokininas sintéticas disponibles para uso experimental se encuentran la benciladenina, la kinetina y otras. Además, se ha encontrado que otros compuestos como la tourea (46) y la difenilurea (119) tienen actividad de citokinina.

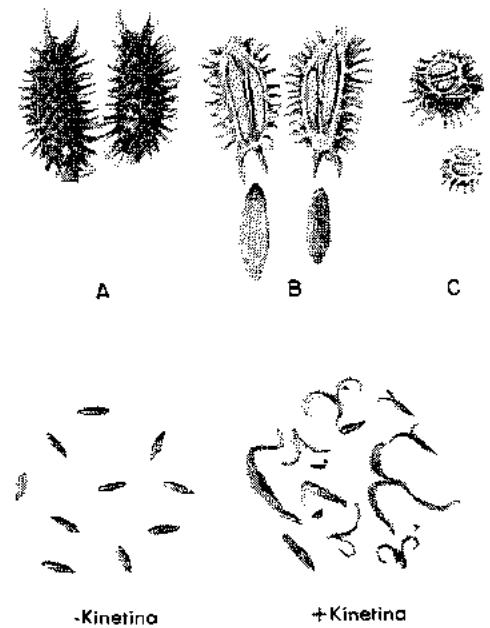
La actividad de la citokinina tiende a ser alta en frutos y semillas en desarrollo, pero disminuye y resulta difícil de detectar a medida que maduran las semillas. Se piensa que en la germinación de las semillas la citokinina contrarresta el efecto de los inhibidores, principalmente del ABA. Por tanto, se le ha descrito como que desempeña un papel "permisor" en la germinación al dejar funcionar al ácido giberélico. (71) Así pues, se cree que está en actividad en una etapa diferente de la germinación que las giberelinas.

En algunas semillas se ha demostrado que las citokininas efectúan una reversión del letargo. Esa reversión puede implicar semillas en las cuales la inhibición es debida a inhibidores de ocurrencia natural, como en el caracol erizado en letargo (véase Fig. 6-10), o puede ocurrir en donde la inhibición ha sido impuesta por el ABA, como en la lechuga sensible a la luz. En ambos casos se observa que la GA no contrarresta la inhibición. Las semillas en letargo del sicomoro (*Acer pseudoplatanus*) contienen inhibidores que pueden ser eliminados por lixiviación. En este caso, las aplicaciones de citokininas mejoran la germinación, pero las giberelinas no lo hacen. De manera similar en semillas de apio sensibles a la luz la germinación es controlada, en parte, por inhibidores. En algunas cultivares, la germinación de la semilla puede ser estimulada por el ABA solo, pero en otras, que contienen cantidades mayores de inhibidores, se requiere tanto GA como citokininas para obtener una respuesta.

Etileno

El gas etileno (70) es una importante hormona de ocurrencia natural que interviene en muchos aspectos del crecimiento de las plantas. Hace muchos años que se demostró la respuesta al tratamiento con etileno de la baya de nieve (*Symphoricarpos*), madre selva (*Lonicera*) y especies similares, así como en las semillas de maíz y de otros cereales. En 1935 se demostró que las se-

Fig. 6-10 Germinación del caracol erizado (*Xanthium*). En A se muestran dos caracoles, conteniendo cada uno dos semillas (B y C); la más pequeña está en letargo, pero la otra no. Los primeros experimentos mostraron que la baja permeabilidad a los gases era un factor que inducía letargo. Experimentos posteriores (132) mostraron que las semillas más pequeñas, en letargo, contienen dos inhibidores insolubles en agua que impiden la germinación. Si esos inhibidores son removidos por lixiviación, o si la semilla se expone a oxígeno a alta presión, se efectúa la germinación. Las dos semillas difieren también en la resistencia de sus cubiertas y en las fuerzas de germinación que se necesitan para romperlas. El tratamiento con kinetina o con etileno (72) estimula la germinación de ambas semillas, mientras que el ácido abscísico la inhibe. Tomada de Khan y Cols. (76)



millas en germinación de frijol y de chícharo producían etileno. Trabajos posteriores demostraron que en ciertas especies de semillas el etileno es un agente natural que promueve la germinación.

Las semillas del trébol subterráneo (*Trifolium subterranean*) que se produce en el interior del suelo, desprenden etileno. Se ha sugerido que este etileno estimula la germinación de racimos de semillas en condiciones de suelo costroso. (47) De manera similar, las semillas del maní tipo Virginia (*Arachis hypogaea*), que también se producen bajo tierra, producen etileno que supera su letargo. De igual manera, el etileno produce 100% de germinación en las semillas de la hierba de la bruja (*Striga asiatica*). (45) Esta planta anual es parásita de muchas especies. Las semillas de dicha hierba son inducidas a germinar por un estimulante de producción natural que proviene de las raíces de la planta huésped. El etileno se ha usado en experimentos para superar el letargo de altas temperaturas en semillas de lechuga. Es en particular efectivo usado en combinación con kinetina (110) (Fig. 6-11), con bióxido de carbono (92, 93) o en tratamiento con luz (96). También se ha encontrado que responden al etileno las semillas en latencia del caracol erizado (*xanthium*) tanto intactas como los ejes separados y los segmentos de cotiledones.

Se ha demostrado que las concentraciones de bióxido de carbono superior (de 0.5 a 5.0%) al contenido en la atmósfera (0.03%) estimulan la germinación de semillas de trébol subterráneo (*Trifolium subterranean*) así como aquellas de otras leguminosas. (77) En esas concentraciones elevadas, el bióxido de carbono interacciona con el etileno para superar el letargo en semillas de lechuga. (96)

Otros compuestos

Se conocen otros compuestos que estimulan la germinación de las semillas, pero su papel no está en claro. El uso del nitrato de potasio ha sido un tratamiento de semillas importante en los laboratorios de ensaye de semillas durante muchos años, sin una buena explicación de su acción. La tiourea supera algunos tipos de letargo, como el efecto inhibitor de las cubiertas de

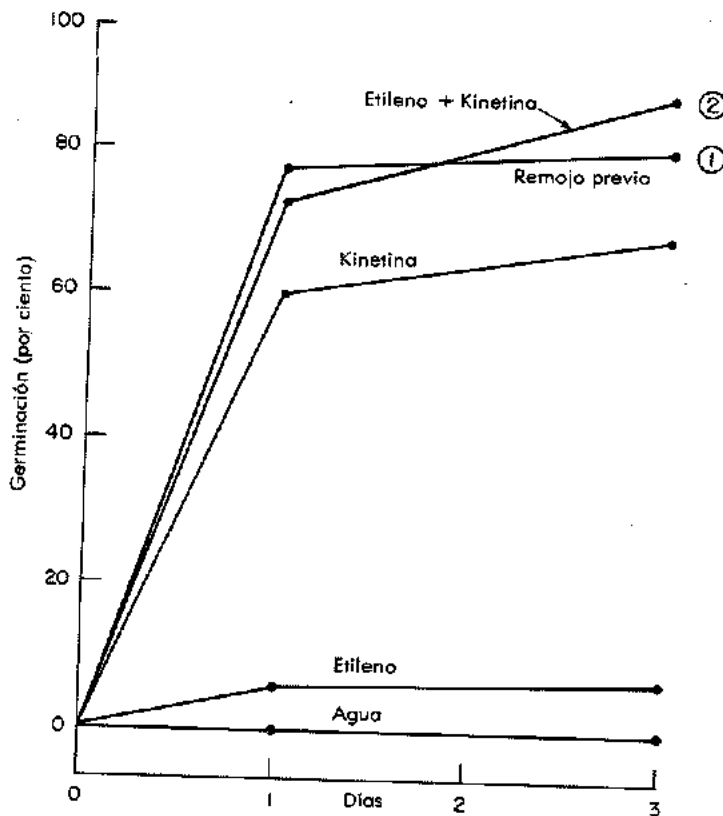


Fig. 6-11 Germinación de semillas de lechuga a temperaturas elevadas (35 °C). No se obtuvo germinación en agua, pero se registró una germinación del 80% si las semillas se remojaron previamente en agua a 25 °C durante 24 h. (1) El remojo previo puede ser reemplazado en parte por tratamientos de etileno o kinetina y completamente con una combinación de ambas sustancias. (2) Los tratamientos consistieron en remojo durante 3 min en kinetina (100 mg/L), seguido por germinación en papel filtro remojado con una solución de etefón de 100 mg/L. El etefón es una sustancia que desprende etileno. Datos de Sharples. (110)

las semillas en el embrión profundo de semillas de *Prunus* en letargo, así como la inhibición de las temperaturas elevadas en las semillas de lechuga. (119) El efecto de la tiourea para superar la inhibición puede ser debido a su actividad de citoquinina. (46) Se han reportado otras dos sustancias de ocurrencia natural, *fusicoccina* y *cotylemina* (72) que mimetizan la combinación de GA más citoquinina.

FACTORES AMBIENTALES QUE AFECTAN LA GERMINACION DE LAS SEMILLAS

Agua

El contenido de agua es un factor muy importante en el control de la germinación de la semilla. Con menos del 40 o 60% de agua en la semilla (con base en peso fresco), no se efectúa la germinación. Una curva de absorción de agua por semillas secas tiene tres partes; a) una ab-

sorción inicial rápida, que en su mayor parte es de imbibición, *b*) un periodo lento y *c*) un segundo incremento rápido a medida que emerge la radícula y se desarrolla la plántula (véase Fig. 6-1).

Las semillas secas tienen una gran capacidad de absorción de agua durante la imbibición debido a su naturaleza coloidal. Esta capacidad de absorción está presente tanto cuando están almacenadas (ver Cap. 5) como estando en el medio de germinación. Dicha capacidad varía con la naturaleza de la semilla y la permeabilidad de las cubiertas, pero la absorción depende también de la disponibilidad de agua en el medio circundante. (112, 113) Las temperaturas elevadas aumentan la absorción de agua, de manera que las temperaturas más altas de la semilla en respiración pueden ocasionar un aumento en la absorción de agua. (77) Una vez que la semilla germina y emerge la radícula, la provisión de agua de la plántula depende de la capacidad del sistema radical para crecer en el medio de germinación y de la capacidad de las nuevas raíces para absorber agua.

La cantidad de humedad proporcionada a la raíz en imbibición antes de que salga la radícula es de particular importancia ya que puede afectar tanto el porcentaje como la tasa de germinación. (39, 55, 63) Las semillas de una gran mayoría de las especies germinan bien en la mayor parte de la gama de humedad disponible en el suelo, desde la capacidad de campo (CC) hasta el porcentaje de marchitez permanente (PMP). (6) Sin embargo, la germinación de otras semillas, en particular aquellas con problemas de letargo, como las de remolacha, lechuga, escarola o apio, es inhibida con bajos contenidos de humedad. En apariencia estas semillas contienen inhibidores y requieren lixiviación con altos contenidos de humedad. El carbón activado ha resultado benéfico en la germinación de semillas de lechuga. (111) La adición de Ethrel (2.0 mM), que libera etileno, más kinetina (0.3 mM) a las semillas de lechuga y de trébol rojo también ha resultado benéfica en semillas sometidas a escasez de humedad. (58) Las semillas de otras especies, como de espinaca, cuando se exponen a un exceso de agua producen una gran cantidad de mucílago que restringe la provisión de oxígeno al embrión; (60) también hay presente un inhibidor. (5) En estos casos, la germinación se mejora con menos humedad.

La tasa de emergencia de plántulas de una almáciga, en general, se reduce mucho con una disminución de la provisión de agua. A medida que la humedad disponible disminuye a cerca de la mitad del contenido entre la CC y el PMP, se registra una disminución en la tasa de emergencia (Fig. 6-12). (6, 39, 55)

El mantenimiento de una provisión de humedad adecuada y continua a las semillas puede resultar difícil ya que la germinación se efectúa en la capa superior del medio de germinación, que está expuesta a fluctuaciones de humedad y a pérdidas rápidas de la misma. El problema resulta mayor con la necesidad de plantar a poca profundidad las semillas pequeñas o cuando la tasa de germinación de algunas semillas es baja. Dos propiedades del medio de germinación que afectan la disponibilidad de agua son el potencial mátrico y el potencial osmótico.

El potencial mátrico es la capacidad del agua para moverse por capilaridad hasta la semilla a través de los poros del suelo. La tasa de movimiento depende: *a*) de la estructura porosa del medio de germinación (textura); *b*) de lo apretado del suelo; y *c*) de la estrechez y la distribución del contacto entre suelo y semilla. A medida que las semillas embeben agua del suelo removiendo la humedad existente, el área cercana a la semilla se seca y la humedad debe reponerse por agua que está en los poros más alejados. En consecuencia, para mantener una provisión uniforme de humedad resulta importante que el suelo o medio de la almáciga sea de textura fina, maciza y que esté bien compactado alrededor de la semilla.

El potencial osmótico depende de la presencia de solutos (sales) en la solución de suelo. Un exceso de sales solubles (alta salinidad) en el medio de germinación puede inhibir la germina-

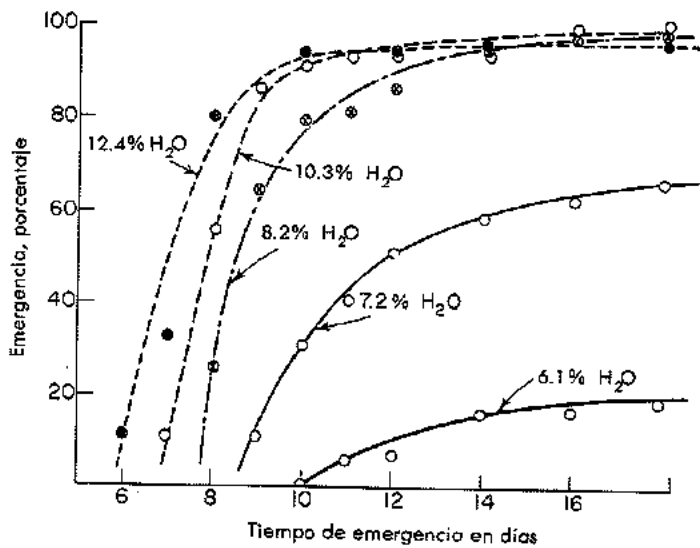


Fig. 6-12 Efecto de diferentes cantidades de humedad del suelo disponible sobre la germinación (emergencia) de semillas de la cebolla "Sweet Spanish" en el suelo de migajón arenoso fino Pachappa. Tomado de Ayres. (6)

ción y reducir la población de plántulas. (6) Estas sales se originan en el suelo, en los materiales usados en el medio de germinación, en el agua de riego o con el exceso de fertilizantes. Como los efectos de la salinidad se vuelven más agudos cuando la provisión de humedad es baja y, por tanto, se incrementa la concentración de sales en donde existen posibilidades de que haya una salinidad elevada, resulta de particular importancia mantener un contenido alto de humedad en las almácigas. En almácigas a las que se proporcione riego escaso, la evaporación superficial puede producir la acumulación de sales en la superficie del suelo, aun en condiciones en que no se esperaría salinidad. Este riesgo puede reducirse plantando las semillas varios centímetros más bajos de la corona de una almáciga inclinada. (15)

Remojo de las semillas. En ocasiones antes de la siembra se remojan las semillas para acelerar su germinación y superar ciertos problemas de letargo. Las semillas de la mayoría de las especies herbáceas se benefician con un remojo de 8 h, pero pueden ser dañadas por periodos de remojo de 24 h o más. Las semillas en letargo de plantas leñosas pueden ser lixiviadas por periodos más largos sin sufrir daños. (95) Las semillas grandes son en especial vulnerables a remojos prolongados. El exceso de agua puede ser atrapado entre los cotiledones y sofocar al embrión. (60) Los resultados más perjudiciales se han atribuido a los efectos de microorganismos y a una reducción de la provisión de oxígeno. (9, 10) Si el remojo va a prolongarse, el agua debe cambiarse cuando menos hasta cada 24 h.

Las semillas de algunas especies, como el arroz, pueden tolerar escasez de oxígeno y germinar fácilmente debajo del agua.

Iniciación de las semillas. Este proceso implica procedimientos que inicien la germinación en varias etapas mediante imbibición antes de la siembra. Algunos de esos procedimientos incluyen la siembra fluida (52, 72, 106) en la cual con máquinas especiales se siembran se-

millas germinadas y el osmoacondicionamiento, en donde se inician procesos bioquímicos, pero la emergencia de la radícula es impedida por condiciones de ósmosis elevada (véase Cap. 7). (18, 22, 60, 61, 75)

Temperatura

La temperatura es tal vez el factor ambiental más importante que regula la germinación y controla el crecimiento subsecuente de las plántulas. Las semillas secas, que no han imbibido agua pueden soportar temperaturas extremosas. Es posible colocar las semillas en agua hirviendo durante cortos periodos sin perjudicarlas. En la naturaleza, los incendios de los matorrales en ocasiones resultan efectivos para superar el letargo, sin dañar las semillas.

EFFECTOS SOBRE LA GERMINACIÓN

La temperatura afecta tanto el porcentaje como la tasa de germinación. (78)

La *tasa de germinación*, por lo general se reduce a temperaturas bajas pero aumenta paralelamente con la elevación de la temperatura, en forma similar a la curva de una reacción química (77). Más arriba de un nivel óptimo en que la tasa es más rápida, ocurre una declinación a medida que la temperatura se aproxima al límite letal y la semilla se daña. (56)

Si se deja el tiempo suficiente para que se efectúe la germinación, el *porcentaje de germinación*, a diferencia de la tasa de germinación, puede permanecer relativamente constante, cuando menos en la parte media del rango de temperaturas.

Para la germinación de las semillas, por lo regular se definen tres puntos de temperatura (mínima, óptima y máxima), que varían con la especie. (44) La temperatura mínima es aquella más baja para una germinación efectiva. La máxima es la temperatura más elevada en que puede ocurrir la germinación. Los límites superiores pueden ser determinados ya sea por el límite letal o por los efectos de inducción de letargo. La temperatura óptima para la germinación queda en el rango en que se obtiene el mayor porcentaje de plántulas con la tasa más elevada. La temperatura óptima para las semillas de la mayoría de las plantas que no están en letargo es de 25 a 30 °C. Las semillas de las diferentes especies, ya sea cultivadas o nativas, pueden ser divididas en tres grupos de requerimientos de temperatura.

Tolerantes de bajas temperaturas. Las semillas de muchas especies de plantas, en su mayor parte nativas de zonas templadas, germinan en una amplia gama de temperaturas, desde alrededor de 4.5 °C hasta el límite letal, de 30 a 40 °C. (56) Sin embargo, es posible exponerlas a temperaturas más elevadas durante periodos muy cortos, para combatir enfermedades. La temperatura óptima de germinación en general es de 25 a 30 °C. Como ejemplo pueden citarse las de brócoli, zanahoria, col, alysum y otras. (85)

Que necesitan temperaturas bajas. Las semillas de algunas plantas de estación fría requieren temperaturas bajas y no germinan a temperaturas más elevadas que alrededor de 25 °C. (56) La incapacidad para germinar a temperaturas elevadas es común en las semillas recién cosechadas de muchas especies, como se indicó antes en este mismo capítulo. Esta categoría implica el *termoletargo*, que está presente en muchas especies con semillas fisiológicamente en letargo, pero que éste tiende a desaparecer con la postmaduración en almacenamiento en seco.

Entre otras de este tipo se encuentran las de lechuga, apio, cebolla, coleus, ciclamen, freesia, prímula, delfinio y otras. (5, 85)

El termoletargo se encuentra también en semillas de algunas especies que tienen letargo del embrión (véase Tabla 7-1). Al parecer, las temperaturas elevadas, en especial en combinación con la aereación reducida, es un agente principal de inducción del letargo.

Con requerimientos de temperaturas elevadas. Las semillas de otro amplio grupo de especies, originadas principalmente en regiones tropicales o subtropicales, tienen un requerimiento mínimo de germinación de alrededor de 10 °C (espárrago, maíz dulce y tomate) o de 15 °C (frijol, berenjena, pimienta y cucúrbitas). Las semillas de especies tales como frijol lima, algodón, soya y sorgo son susceptibles a daños por bajas temperaturas. La exposición de las semillas a temperaturas de 10 a 15 °C durante la imbibición inicial, como puede ocurrir si se siembran en suelo frío, puede dañar al eje embrionario y conducir a la producción de plántulas anormales. (98) El daño por las bajas temperaturas es mayor si las semillas están muy secas al inicio de la imbibición o si la provisión de oxígeno es limitada.

Temperaturas alternadas. Las temperaturas fluctuantes del día y de la noche producen tanto mejor germinación como plantas más bien desarrolladas que las temperaturas constantes. El uso de temperaturas fluctuantes es una práctica estándar en los laboratorios de ensaye de semillas, aun para semillas que no lo requieren. La alternación debe tener una diferencia de 10 °C. (123) Esta exigencia es de particular importancia para semillas en letargo, recién cosechadas (4) Las semillas de unas pocas especies no germinarán en modo alguno a temperaturas constantes. Se ha sugerido que una de las razones por las cuales las semillas embebidas y enterradas a cierta profundidad en el suelo no germinan es que las fluctuaciones de la temperatura del suelo desaparecen con el aumento de la profundidad del mismo. (99)

EFFECTOS SOBRE EL CRECIMIENTO DE LAS PLÁNTULAS

La temperatura óptima puede desplazarse después del inicio de la germinación ya que las plántulas tienden a tener requerimientos de temperatura diferentes a aquellos de la germinación de las semillas. En el vivero o en el laboratorio, la práctica usual es después de la germinación cambiar las plántulas a un régimen de temperaturas algo menor a fin de prepararlas para el trasplante y reducir los problemas de enfermedades en la almáciga.

Si las semillas se hacen germinar y las plántulas se cultivan a temperaturas elevadas, es importante que las demás condiciones ambientales sean favorables. Las plantas deben tener más luz, de preferencia con fotoperiodos largos, fertilización adecuada y condiciones estériles para eliminar organismos patógenos. En este sistema también resulta útil un incremento de bióxido de carbono.

Aeración

Un buen intercambio de gases entre el medio de germinación y el embrión es básico para una germinación rápida y uniforme. El oxígeno (O₂) es esencial para el proceso de respiración de las semillas en germinación. La absorción de oxígeno puede medirse poco después de que se inicie la absorción de agua. La tasa de absorción de oxígeno es un indicador del avance de la

germinación y se ha sugerido como una medida del vigor de las semillas. (78) En general, la absorción de O_2 es proporcional a la cantidad de actividad metabólica que se esté efectuando.

La provisión de oxígeno al embrión puede estar limitada por la condición del medio de suelo o por restricciones impuestas por las cubiertas de las semillas.

La provisión de oxígeno es escasa donde hay un exceso de agua en el medio de suelo. Las almácigas situadas a la intemperie y mal drenadas, en especial después de un riego o de una lluvia abundante, pueden tener los espacios porosos del suelo tan llenos de agua que hay poco oxígeno disponible para las semillas. La cantidad de oxígeno presente en el medio de germinación es afectado por su baja solubilidad en el agua y su lenta difusión a un medio. En consecuencia, en donde la concentración de O_2 es del 20%, el intercambio de gases entre el medio de germinación y la atmósfera se reduce considerablemente con la profundidad del suelo y en particular por una costra dura en la superficie, la cual puede limitar la difusión de oxígeno. (55)

El bióxido de carbono (CO_2) es un producto de la respiración y en condiciones de mala aeración puede acumularse en el suelo. A profundidades escasas, el incremento de CO_2 puede inhibir la germinación en cierto grado, pero desempeña un papel menor, si acaso, en el mantenimiento del letargo. De hecho, en algunas semillas las concentraciones elevadas de CO_2 son efectivas para superar el letargo. (77)

RESTRICCIÓN DE LA AERACIÓN POR LAS CUBIERTAS DE LAS SEMILLAS

En la mayoría de las especies de semillas es probable que exista alguna restricción al movimiento de los gases (en particular del oxígeno) al embrión embebido de agua, ya sea debido a la cubierta interna membranosa de la semilla, a la nucela envolvente o al endospermo. (21) Esa situación se ha usado para explicar el control de la germinación por los embriones en letargo de algunas semillas. (27, 79, 122, 127) Por ejemplo, las semillas recién cosechadas en letargo que responden a la luz y son sensibles a las temperaturas, germinan si se separa el embrión, si se alteran las cubiertas de la semilla o la semilla se expone a una concentración de oxígeno superior a la que se encuentra en la atmósfera. El efecto de postmaduración en el almacenamiento en seco ha sido atribuido a un incremento en la permeabilidad de la cubierta de las semillas. Esos efectos de permeabilidad son operantes sólo durante las primeras etapas de la germinación, debido a que una vez que se interrumpe ésta y se rompen las cubiertas de la semilla, se altera por completo la capacidad de intercambio de gases.

GERMINACIÓN EN EL AGUA

Las semillas de diferentes especies varían en su capacidad para germinar a muy bajas concentraciones de oxígeno, como ocurre debajo del agua. (89, 90) Las semillas de algunas plantas acuáticas germinan con facilidad debajo del agua, siendo inhibida su germinación cuando se exponen al aire. Las semillas de arroz pueden germinar en una capa de agua delgada. Sin embargo, con concentraciones muy bajas de oxígeno las plántulas del arroz se desarrollan en forma muy diferente a la de otras monocotiledóneas. El desarrollo del tallo es estimulado y la plúmula crece para extenderse a través del agua y llegar al aire. El crecimiento de la raíz es suspendido y se tiene un mal anclaje a menos que se drene la capa de agua. (24)

Luz

Desde la mitad del siglo XIX se ha sabido que la luz puede afectar la germinación de las semillas de ciertas especies, como del muérdago (*Viscum album*) y de la higuera estranguladora (*Ficus aurea*). (31) Esas semillas tienen una necesidad absoluta de luz y sin ella pierden su viabilidad en unas cuantas semanas. Existe otro grupo numeroso de especies (en su mayoría gramíneas, muchas hortalizas herbáceas y especies florales, numerosas coníferas y plantas nativas) en las cuales la germinación de las semillas es estimulada por la luz.

La germinación de las semillas es inhibida por la luz en un grupo más reducido de especies, incluyendo algunas de *Phacelia*, *Nigella*, *Allium*, *Amaranthus* y *Phlox*. Las semillas de otras especies responden a la longitud del día (fotoperiodismo). El pinabete del este (*Truga canadensis*) (114) y el abedul (*Betula*), (113) por ejemplo, tienen semillas de "días largos", pero la germinación también es estimulada por temperaturas bajas. El control del fotoperiodo puede reemplazar en parte exigencias de enfriamiento y viceversa. En algunas otras especies, como *Nemophila*, *Nigella*, *Veronica persica* y *Erchscholzia californica*, la germinación de las semillas es inhibida por días largos. (87) En algunos casos, los requerimientos de luz están asociados también con requerimientos de temperaturas diurnas.

MECANISMOS

El mecanismo básico de la sensibilidad en las semillas a la luz implica a un pigmento fotoquímicamente reactivo llamado fitocromo, ampliamente presente en las plantas. (117) La exposición de semillas embebidas a la luz roja (660 a 760 nm) hace que el fitocromo de la semilla cambie a fitocromo_R (o P_R), que estimula la germinación. La exposición a la luz infrarroja (700 a 800 nm) ocasiona un cambio a la forma alterna (P_I) que inhibe la germinación. Esos cambios son instantáneos y se pueden repetir indefinidamente, siendo el último tratamiento el que es efectivo. En la oscuridad ocurre un cambio lento a P_I, e impide la germinación. En pruebas efectuadas con semillas de unas 200 especies, (117) alrededor de la mitad de ellas respondieron a una sola exposición a la luz, las de cerca de una cuarta parte requirieron exposiciones repetidas y la germinación del resto fue inhibida por exposición a luz intensa.

Se efectúa una reacción de dos pasos. El primero puede ocurrir a niveles de humedad que son más bajos que los esenciales para la germinación. El segundo paso, en el cual la fotorreacción está ligada a reacciones metabólicas que controlan la germinación, requiere semillas que estén completamente embebidas. Al parecer el control de la luz se ejerce en las cubiertas de las semillas o en la capa endospermica y los requerimientos de luz desaparecen si se separan los embriones y se cultivan en medios asépticos. El control por la luz implica la regulación de hormonas y varias de éstas pueden modificar el efecto de la luz (véase Fig. 6-13). Además, los controles por la luz y las temperaturas son interactuantes y la respuesta a la luz requiere cierta temperatura óptima.

Se pueden enlistar la luz roja, el ácido giberélico, la citoquinina, el etileno, a las temperaturas de moderadas a bajas (menores de 20 °C), como agentes que estimulan la germinación y a la luz infrarroja, al ácido abscísico, la falta de humedad y las temperaturas elevadas como agentes inhibidores de la germinación.

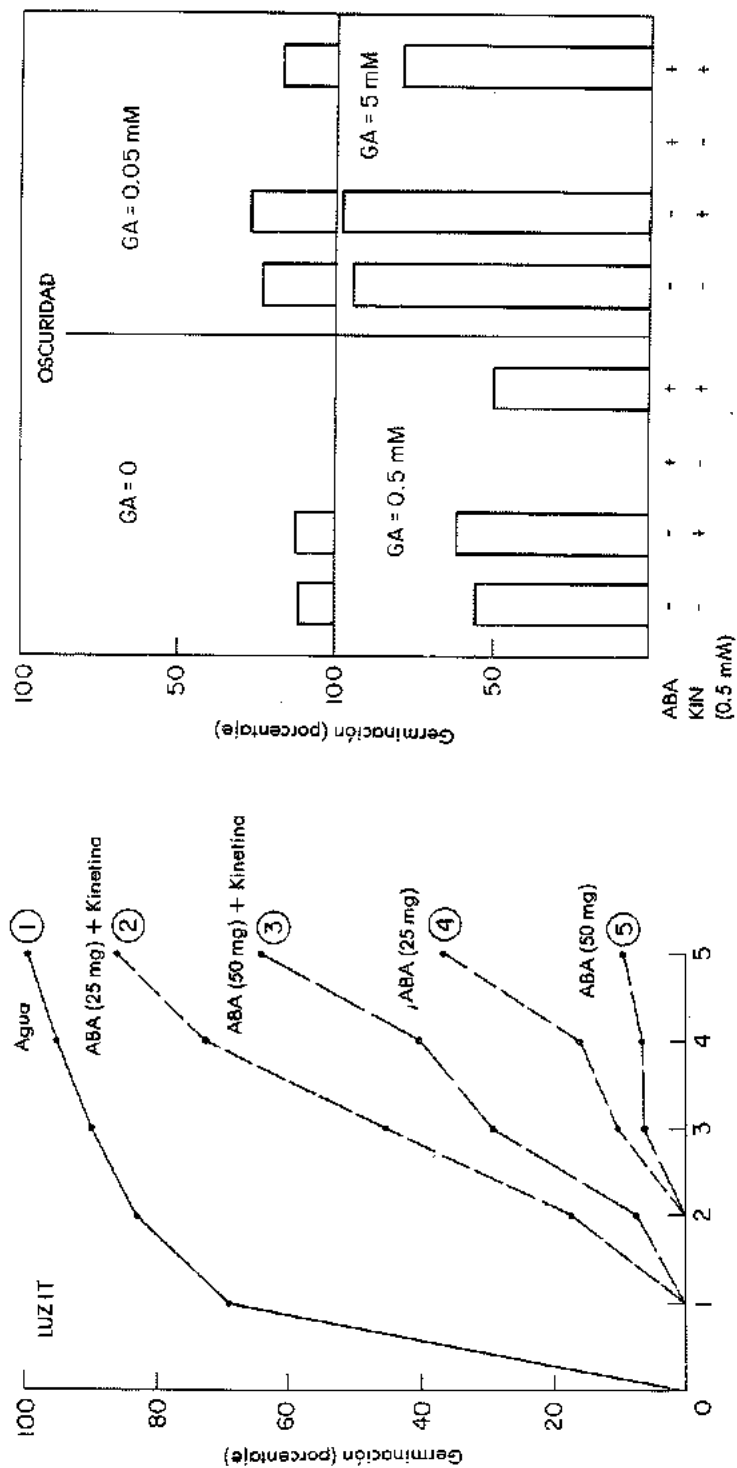


Fig. 6-13 Izquierda: la germinación de las semillas de la lechuga "Grand Rapids" se efectúa en luz continua, como el testigo en agua (1). El ácido abscísico (ABA) inhibe esta germinación estimulada por la luz en proporción a la concentración (4 y 5). La germinación es parcialmente restablecida mediante tratamiento con kinetina (Núms. 2 y 3). Reproducida de Khan y Cols. (76) Derecha: porcentaje de germinación de semillas de lechuga "Grand Rapids" colocadas en la oscuridad y estimuladas por concentraciones crecientes de ácido giberélico (GA). El ácido abscísico (ABA) inhibe la germinación estimulada por la giberelina. La kinetina (k) contrarresta el efecto del ABA. La kinetina, en ausencia de ABA, sólo estimula ligeramente la germinación. Reproducido de Khan y Cols. (76)

L U Z I T

EN CULTIVO

La sensibilidad a la luz es en principio, una propiedad de semillas recién cosechadas, fisiológicamente en letargo y que tiende a desaparecer con el almacenamiento en seco a medida que esas semillas pierden su letargo primario. En la mayoría de las especies cultivadas, la sensibilidad a la luz es un problema que se presenta sólo en los laboratorios de ensayo de semillas, en donde puede causar letargo secundario.

La sensibilidad a la luz puede ser inducida en semillas no sensibles exponiéndolas, imbibidas, a condiciones que inhiben la germinación, como temperaturas elevadas, alta presión osmótica o a gases que inhiben la germinación. (135) En los procedimientos de estímulo de germinación de las semillas se deben considerar también las exigencias de luz.

EN LA NATURALEZA

La sensibilidad de las semillas a la luz es un factor ecológico principal en la adaptación de las especies de plantas a un ambiente específico. En la luz natural del Sol, las longitudes de onda rojas dominan sobre las infrarrojas en proporción de 2 a 1, de manera que el fitocromo tiende a permanecer en la forma activa P_{fr} . Debajo de un dosel de follaje, la radiación infrarroja es dominante y la proporción de roja/infrarroja puede ser tan baja como desde 0.12: 1.00 hasta 0.70: 1.00, que, por tanto, mimetiza la oscuridad, inhibiendo con ello la germinación de las semillas. (99)

Las semillas sensibles a la luz a menudo son pequeñas y, por tanto, su germinación es favorecida estando cerca de la superficie del suelo de manera que las plántulas puedan emerger con rapidez e iniciar la fotosíntesis. Esas semillas no tendrían la capacidad para emerger de grandes profundidades. La luz roja penetra en el suelo a menos profundidad que la infrarroja, de manera que la proporción de luz roja/infrarroja se vuelve menor con la profundidad, hasta que finalmente la oscuridad es completa. (118) Las semillas sensibles a la luz y embebidas, enterradas en el suelo permanecen en letargo hasta cuando el suelo es cultivado o disturbado en tal forma que queden expuestas a la luz. De manera similar, la supervivencia de las plantas no es favorecida si las semillas germinan muy cerca de otras plantas, en donde habrá una intensa competencia por la luz, los nutrientes y el agua con la población de plantas ya establecida.

En contraste, las plantas que producen semillas que son inhibidas por la luz tienden a encontrarse en ambientes secos desérticos en donde la supervivencia de las plántulas es incrementada si las semillas germinan a profundidades del suelo algo mayores, en donde hay menos calor y más humedad.

LA LUZ Y EL CRECIMIENTO DE LAS PLÁNTULAS

Para producir plántulas robustas y vigorosas es conveniente que haya luz de intensidad relativamente alta, en particular si se requiere hacer trasplantes. La luz de baja intensidad produce ahilamiento y reducción de la fotosíntesis, con baja supervivencia de las plántulas si se trasplantan.

Por otra parte, la luz de alta intensidad con frecuencia produce temperaturas elevadas que ocasionan daños por calor a las plántulas, en particular a nivel del suelo, en una forma que se asemeja al "ahogamiento" por ataque de hongos. En muchas especies, para evitar daños por el calor es conveniente sombrearlas en las primeras etapas de desarrollo de sus plántulas.

La luz artificial complementaria, para mantener una alta intensidad luminosa y aumentar el fotoperiodo, puede aumentar el crecimiento de las plántulas, en particular durante el invierno cuando los días son cortos y la intensidad de la luz es baja. La luz artificial puede usarse como fuente exclusiva de iluminación en cuartos especiales de crecimiento. (23, 85) Las intensidades luminosas que se sugieren son de 500 a 1200 bujías-pie o más en la parte superior de la planta, con un fotoperiodo de cuando menos 16 h. La combinación de alta intensidad luminosa, temperatura elevada, humedad abundante, fertilizantes complementarios y enriquecimiento con CO₂ puede usarse para obtener un crecimiento máximo de las plantas. (85)

Para producir plántulas robustas, se debe emplear luz con un espectro equilibrado. La sola luz roja produce plantas altas, zancudas. Las lámparas de luz fluorescente blanca fría proporcionan una fuente de luz bien equilibrada para el crecimiento de las plantas. La luz incandescente produce demasiada luz roja e infrarroja, que resulta en calentamiento. Con frecuencia se usan combinaciones de luz incandescente y fluorescente con una proporción de wataje de 30:100. (85)

Control de las enfermedades durante la germinación de semillas

El control de las enfermedades durante la germinación de las semillas es una de las tareas más importantes del propagador. Los organismos patógenos más destructivos son aquellos que inducen el "ahogamiento", que puede causar pérdidas fuertes de semillas, plántulas y plantas jóvenes. Además, existe un buen número de enfermedades fungosas, virosas y bacterianas que son llevadas en las semillas y puede infectar a ciertas plantas. (7) En esos casos, se requiere aplicar durante la propagación métodos específicos de control. (Véase Cap. 2—Sanidad.)

AHOGAMIENTO

Ahogamiento es un término usado desde hace mucho tiempo para describir la muerte de plántulas pequeñas por el ataque de ciertos hongos, principalmente *Pythium ultimum* y *Rhizoctonia solani*, aunque otros como *Botrytis cinerea* y *Phytophthora* spp., también pueden participar. Los micelios de estos organismos se encuentran en el suelo, en tejidos infectados de plantas o en las semillas, de donde contaminan el suelo limpio e infectan a las plantas limpias. *Pythium* y *Phytophthora* producen esporas que son diseminadas en el agua.

El ahogamiento se presenta en varias etapas durante la germinación y el crecimiento subsecuente de las plántulas (8):

1. La semilla puede descomponerse o la plántula puede podrirse antes de emerger del suelo (ahogamiento preemergente).
2. La plántula puede desarrollar una pudrición del tallo cerca de la superficie del suelo y caerse (ahogamiento postemergente).
3. La semilla puede permanecer viva y erecta, pero el tallo se vuelve anillado, la planta achaparrada y finalmente muere (tallo de alambre).
4. Las raicillas de plantas más grandes pueden ser atacadas. Las plantas se vuelven achaparradas y al final mueren (pudrición de la raíz).

Las condiciones ambientales prevaletentes durante el periodo de germinación afectan la tasa de crecimiento tanto de los hongos atacantes como de las plántulas. Por ejemplo, la temperatura óptima para el desarrollo de *Pythium ultimum* y de *Rhizoctonia solani* queda entre 20 y

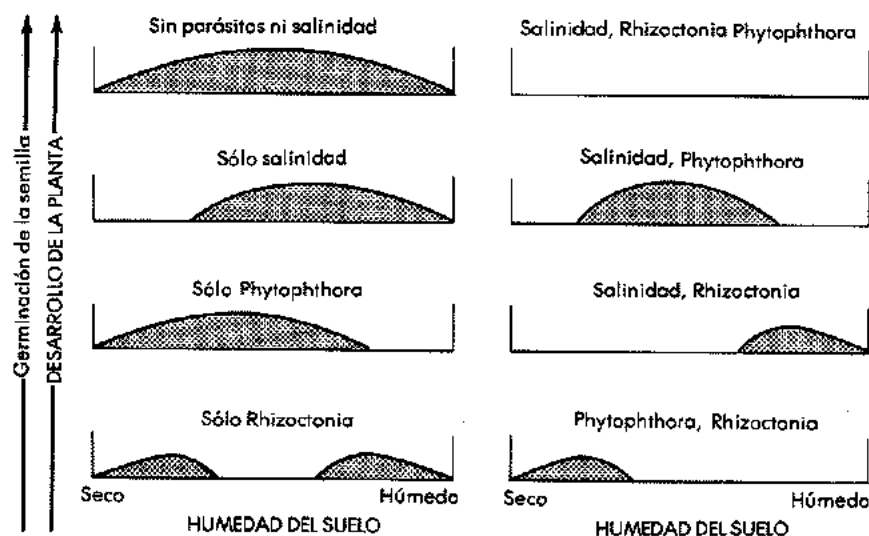


Fig. 6-14 Interacción de organismos patógenos y del medio para afectar la germinación de las semillas y el crecimiento de las plántulas. (8) Reproducido de K. F. Baker, ed. 1957. The U.C. system for producing healthy container-grown plants. Calif. Agr. Exp. Sta. Man. 23.

30 °C, con una disminución de actividad tanto a temperaturas más altas como más bajas. Las semillas que tienen una temperatura mínima elevada para germinar (plantas de estación cálida) son particularmente susceptibles al ahogamiento, debido a que con temperaturas más bajas o intermedias (menores de 23 °C), su tasa de crecimiento es baja en una época en que la actividad de los hongos es elevada. A temperaturas más altas, no sólo las semillas germinan más aprisa, sino también la actividad de los hongos es menor. La siembra de esas semillas en el campo debe retrasarse hasta que se caliente el suelo. Por otra parte, las semillas de estación fría germinan (aunque con lentitud) a temperaturas inferiores a 13 °C, pero como hay poca o ninguna actividad de los hongos, pueden escapar al efecto de ahogamiento. A medida que aumenta la temperatura, aumenta su susceptibilidad, debido a que la actividad de los hongos es relativamente mayor que la de la plántula.

El *contenido de humedad* del medio de germinación es de gran importancia para determinar la incidencia del ahogamiento (véase Fig. 6-14). Las condiciones, de ordinario asociados con el ahogamiento, incluyen el riego excesivo, mal drenaje, falta de ventilación y alta densidad de siembra.

En el control del ahogamiento intervienen dos procedimientos: *a*) la eliminación completa de los organismos patógenos durante la propagación y *b*) el control del crecimiento de las plantas y de las condiciones ambientales, lo cual reducirá al mínimo los efectos del ahogamiento o proporcionará un control temporal hasta que las plántulas hayan pasado sus etapas vulnerables de crecimiento.

Si el ahogamiento empieza después de que están creciendo las plántulas, en ocasiones puede controlarse tratando esa área del medio con fungicidas. La capacidad para controlar los ataques depende de su intensidad y de la modificación de las condiciones ambientales. (Véase Cap. 2).

Ciertas condiciones ambientales desfavorables en la almáciga también producen síntomas que se asemejan al ahogamiento. La desecación, las temperaturas elevadas del suelo o la alta

concentración de sales (ver Fig. 6-14) en las capas superiores del medio de germinación pueden causar daños a los tallos tiernos de las plántulas cerca del nivel del suelo. Los tejidos colapsados del tallo tienen el aspecto de haber sido quemados. Estos síntomas se pueden confundir con los causados por organismos patógenos. Los hongos que producen el ahogamiento pueden desarrollarse en concentraciones de solutos del suelo lo suficiente elevadas como para inhibir el crecimiento de las plántulas. Por tanto, el ahogamiento puede ser particularmente severo en donde se acumulan sales en el medio de germinación.

BIBLIOGRAFÍA

1. Abbott, D. L. 1955. Temperature and the dormancy of apple seeds. *Rpt. 14th Inter. Hort. Cong.* Vol. 1, pp. 746-53.
2. Abdul-Baki, A. A. 1980. Biochemical aspects of seed vigor. *HortScience* 15 (6):765-71.
3. Arditti, J., and P. R. Pray. 1969. Dormancy factors in iris (Iridaceae) seeds. *Amer. Jour. Bot.* 56(3):254-59.
4. Assoc. Off. Seed Anal. 1975. Rules for seed testing. *Jour. Seed Tech.* 3(3):1-126.
5. Atwater, B. R. 1980. Germination, dormancy and morphology of the seeds of herbaceous ornamental plants. *Seed Sci. and Tech.* 8:523-73.
6. Ayers, A. D. 1952. Seed germination as affected by soil moisture and salinity. *Agron. Jour.* 44:82-84.
7. Baker, K. F. 1972. Seed pathology. In *Seed biology*, Vol. 2, T. T. Kozlowski, ed. New York, Academic Press.
8. Baker, K. F., and P. A. Chandler. 1957. Development and maintenance of healthy planting stock. In *The U. C. system for producing healthy container-grown plants*, K. F. Baker, ed. Calif. Agr. Exp. Sta. Man. 23:217-36.
9. Barton, L. V. 1950. Relation of different gases to the soaking injury of seeds. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 16(2):55-71.
10. ———. 1952. Relation of different gases to the soaking injury of seeds, II. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 17(1):7-34.
11. ———. 1956. Growth response of physiologic dwarfs of *Malus arnoldiana* Sarg. to gibberellic acid. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 18:311-17.
12. Barton, L. V. and C. Chandler. 1957. Physiological and morphological effects of gibberellic acid on epicotyl dormancy of tree peony. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 19:201-14.
13. Baskin, J. M., and C. C. Baskin. 1977. Dormancy and germination in seeds of common ragweed with reference to Beal's buried seed experiment. *Amer. Jour. Bot.* 64(9):1174-76.
14. Berlyn, G. P. 1972. Seed germination and morphogenesis. In *Seed biology*, Vol. 3, T. T. Kozlowski, ed. New York: Academic Press.
15. Berstein, L., A. J. MacKenzie, and B. A. Krantz. 1955. The interaction of salinity and planting practice on the germination of irrigated row crops. *Proc. Soil Science Soc. Amer.* 19:240-43.
16. Bewley, J. D., and M. Black. 1978. *Physiology and biochemistry of seeds in relation to germination, Vol. 1, Development, germination, and growth.* Berlin: Springer-Verlag.
17. Black, M. 1980/1981. The role of endogenous hormones in germination and dormancy. *Israel Jour. Bot.* 29:181-92.

18. Bodsworth, S., and J. D. Bewley. 1981. Osmotic priming of seeds of crop species with polyethylene glycol as a means of enhancing early and synchronous germination at cool temperatures. *Can. Jour. Bot.* 59:672-76.
19. Bradbeer, J. W., and N. J. Pinfield. 1967. Studies in seed dormancy. III. The effects of gibberellin on dormant seeds of *Corylus avellana* L. *New Phytol.* 66:515-23.
20. Brant, R. E., G. W. McKee, and R. W. Cleveland. 1971. Effect of chemical and physical treatment on hard seed of Penngift crown vetch. *Crop Sci.* 11:1-6.
21. Brown, R. Germination. 1972. In *Plant physiology*, Vol. 7C, F. C. Steward, ed. New York: Academic Press.
22. Cantliffe, D. J., K. D. Shuler, and A. C. Guedes. 1981. Overcoming seed thermodormancy in a heat sensitive romaine lettuce by seed priming. *HortScience* 16(2):196-98.
23. Cathey, H. M., and L. E. Campbell. 1980. Light and lighting systems for horticultural plants. *Hort. Rev.* 2:491-537.
24. Chapman, A. L., and M. L. Peterson. 1962. The seedling establishment of rice under water in relation to temperature and dissolved oxygen. *Crop. Sci.* 2:391-95.
25. Ching, Te May. 1972. Metabolism of germinating seeds. In *Seed biology*, Vol. 2, T. T. Kozlowski, ed. New York: Academic Press.
26. Comé, D. 1980/1981. Problems of embryonal dormancy as exemplified by apple embryo. *Israel Jour. Bot.* 29:145-57.
27. Comé, D., and T. Tissaoui. 1973. Interrelated effects of imbibition, temperature, and oxygen on seed germination. In *Seed ecology*, W. Heydecker, ed. University Park, Pa.: Pennsylvania State Univ. Press.
28. Chrispeals, M. J., and J. E. Varner. 1967. Hormonal control of enzyme synthesis: On the mode of action of gibberellic acid and abscisic acid in aleurone layers of barley. *Plant Phys.* 42:1008-16.
29. Crocker, W. 1916. Mechanics of dormancy in seeds. *Amer. Jour. Bot.* 3:99-120.
30. ———. 1948. *Growth of plants*. New York: Reinhold.
31. ———. 1930. Effect of the visible spectrum upon the germination of seeds and fruits. In *Biological effects of radiation*. New York: McGraw-Hill, pp. 791-828.
32. Czabator, F. 1962. Germination value: An index combining speed and completeness of pine seed germination. *For. Sci.* 8:386-96.
33. DeHaas, P. G. 1955. Neue Beitrage zur Samlingsanzucht bei Kernobst. *Rpt. 14th Inter. Hort. Cong.* Vol. 1: 1185-95.
34. DeHaas, P. G., and H. Schander. 1952. Keimungsphysiologische Studien an Kernobst. I. Kamen and Keimung. *Z. f. Pflanz.* 31(4):457-512.
35. Dell, B. 1980. Structure and function of the strophilar plug in seed of *Albizia lophantha*. *Amer. Jour. Bot.* 67(4):556-61.
36. Delouche, J. C. 1980. Environmental effects on seed development and seed quality. *HortScience* 15(6):13-18.
37. Diaz, D. H., and G. C. Martin. 1972. Peach seed dormancy in relation to endogenous inhibitors and applied growth substances. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 97(5): 651-54.
38. Dickson, M. H. 1980. Genetic aspects of seed quality. *HortScience* 15(6):771-74.
39. Doneen, L. D., and J. H. MacGillivray. 1943. Germination (emergence) of vegetable seed as affected by different soil conditions. *Plant Phys.* 18:524-29.
40. Dure, L. S., III. 1975. Seed formation. *Ann. Rev. Plant Phys.* 26:259-78.

41. Dure, L. S., G. A. Galau, and S. Greenway. 1980/1981. Changing protein patterns during cotton cotyledon embryogenesis and germination as shown by *in vivo* and *in vitro* synthesis. *Israel Jour. Bot.* 29:293-306.
42. du Toit, H. J., G. Jacobs, and D. K. Strydom. 1979. Role of the various seed parts in peach seed dormancy and initial seedling growth. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 104(4):490-92.
43. Edwards, D. G. W. 1981. Improving seed germination in *Abies*. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31:69-78.
44. Edwards, T. J. 1932. Temperature relations of seed germination. *Quart. Rev. Biol.* 7:428-43.
45. Eplee, R. E. 1975. Ethylene, a witchweed seed germination stimulant. *Weed Sci.* 23(5):433-36.
46. Erez, A. 1978. Thiourea, a growth promoter of callus tissues. *Jour. Exp. Bot.* 29:159-65.
47. Esashi, Y., and A. C. Leopold. 1969. Dormancy regulation in subterranean clover seeds by ethylene. *Plant Phys.* 44:1470-72.
48. Evenari, M. 1949. Germination inhibitors. *Bot. Rev.* 15:153-94.
49. Evenari, M., and G. Newman. 1952. The germination of lettuce seed. II. The influence of fruit coats, seed coat and endosperm upon germination. *Bul. Res. Council, Israel* 2:75-78.
50. Flemion, F., and E. Waterbury. 1945. Further studies with dwarf seedlings of non-after-ripened peach seeds. *Contrib. Boyce Thompson Inst.* 13:415-422.
51. Gordon, A. G. 1973. The rate of germination. In *Seed ecology*, W. Heydecker, ed., University Park, Pa.: Pennsylvania State Univ. Press, pp. 391-410.
52. Gray, D. 1981. Fluid drilling of vegetable seeds. *Hort. Rev.* 3:1-27.
53. Haber, A. H., and H. J. Luippold. 1960. Separation of mechanisms initiating cell division and cell expansion in lettuce seed germination. *Plant Phys.* 35:168-73.
54. Hamly, D. H. 1932. Softening the seeds of *Melilotus alba*. *Bot. Gaz.* 93:345-75.
55. Hanks, R. S., and F. C. Thorp. 1956. Seedling emergence of wheat as related to soil moisture content, bulk density, oxygen diffusion rate and crust strength. *Proc. Soil Sci. Soc. Amer.* 20:307-10.
56. Harrington, J. F. 1962. The effect of temperature on the germination of several kinds of vegetable seeds. *XVIIth Inter. Hort. Cong.* Vol. 2:435-41.
57. Haut, I. C. 1932. The influence of drying on after-ripening and germination of fruit tree seeds. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 29:371-74.
58. Hegarty, T. W., and H. A. Ross. 1980/1981. Investigations of control mechanism of germination under water stress. *Israel Jour. Bot.* 29:83-92.
59. Heydecker, W. 1972. Vigour. In *Viability of seeds*, E. H. Roberts, ed. Syracuse, N.Y.: Syracuse Univ. Press.
60. ———. 1977. Stress and seed germination: An agronomic view. In *The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination*, A. A. Khan, ed. Amsterdam: North-Holland Publishing Co.
61. Heydecker, W., and B. M. Gibbins. 1978. Attempts to synchronize seed germination. *Acta Hort.* 72:79-92.
62. Hiron, R. W. P., and R. C. Balls. 1978. The development and evaluation of an air pressurized fluid drill. *Acta Hort.* 72:109-20.
63. Hunter, J. B. and A. E. Erickson. 1952. Relation of seed germination to moisture tension. *Agron. Jour.* 44:107-9.

64. Hyde, E. O. C. 1956. The function of some Papilionaceae in relation to the ripening of the seed and permeability of the testa. *Ann. Bot.* 18:241-56.
65. Jann, R. C., and R. D. Amen. 1977. What is germination? In *The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination*, A. A. Khan, ed. Amsterdam: North-Holland Publishing Co., pp. 7-28.
66. Kamininski, W., and R. Rom. 1973. Secondary dormancy in stratified peach embryos. *HortScience* 8(5):401.
67. Karssen, C. M. 1980/1981. Environmental conditions and endogenous mechanisms involved in secondary dormancy of seeds. *Israel Jour. Bot.* 29:45-64.
68. Kester, D. E. 1969. Pollen effects on chilling requirements of almond and almond hybrid seeds. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 94:318-21.
69. Kester, D. E., P. Raddi, and R. Asay. 1977. Correlations of chilling requirements for germination, blooming and leafing within and among seedling populations of almond. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 102(2):145-48.
70. Ketrick, D. L. 1977. Ethylene and seed germination. In *The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination*, A. A. Khan, ed. Amsterdam: North-Holland Publishing Co., pp. 156-78.
71. Khan, A. A. 1971. Cytokinins: Permissive role in seed germination. *Science* 171:853-59.
72. ———. 1977. Preconditioning, germination and performance of seeds. In *The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination*, A. A. Khan, ed. Amsterdam: North-Holland Publishing Co.
73. ———. 1978. Incorporation of bioactive chemicals into seeds to alleviate environmental stress. *Acta Hort.* 83:225-34.
74. ———. 1980/1981. Hormonal regulation of primary and secondary dormancy. *Israel Jour. Bot.* 29:207-24.
75. Khan, A. A., N. H. Peck, and C. Samiry. 1980/1981. Seed osmoconditioning: Physiological and biochemical changes. *Israel Jour. Bot.* 29:133-44.
76. Khan, A. A., C. E. Heit, E. C. Waters, C. C. Anojulu, and L. Anderson. 1971. Discovery of a new role for cytokinins in seed dormancy and germination. In *Search*. New York Agr. Exp. Sta. (Geneva) 1(9):1-12.
77. Koller, D. 1972. Environmental control of seed germination. In *Seed biology*, Vol. 2. T. T. Kozłowski, ed. New York: Academic Press.
78. Kotowski, F. 1926. Temperature relations to germination of vegetable seeds. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 23:176-84.
79. Kozłowski, T. T., and A. C. Gentile. 1959. Influence of the seed coat on germination, water absorption and oxygen uptake of eastern white pine seed. *For. Sci.* 5:389-95.
80. Lammerts, W. E. 1943. Effect of photoperiod and temperatures on growth of embryo-cultured peach seedlings. *Amer. Jour. Bot.* 30:707-11.
81. Lewak, S., and R. M. Rudnicki. 1977. After-ripening in cold requiring seeds. In *The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination*, A. A. Khan, ed. Amsterdam: North-Holland Publishing Co.
82. Lin, C. F., and A. A. Boe. 1972. Effects of some endogenous and exogenous growth regulators on plum seed dormancy. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 97:41-44.
83. Lipe, W., and J. C. Crane. 1966. Dormancy regulation in peach seeds. *Science* 153:541-42.

84. Martin, G. C., H. Forde, and M. Mason. 1969. Changes in endogenous growth substances in the embryo of *Juglans regia* during stratification. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 94:13-17.
85. Mastalerz, J. W. 1976. *Bedding plants*. University Park, Pa.: Pennsylvania Flower Growers.
86. Mathur, D. D., G. A. Couvillon, H. M. Vines, and C. H. Hendershott. 1971. Stratification effects of endogenous gibberellic acid (GA) in peach seeds. *HortScience* 6:538-39.
87. Mayer, A. M., and A. Poljakoff-Mayber. 1975. *The germination of seeds* (2nd ed.). New York: Macmillan.
88. McDonald, M. B., Sr. 1980. Assessment of seed quality. *HortScience* 15:784-88.
89. Morinaga, T. 1926. Germination of seeds under water. *Amer. Jour. Bot.* 13:126-31.
90. ———. 1926. The favorable effect of reduced oxygen supply upon the germination of certain seeds. *Amer. Jour. Bot.* 13:150-65.
91. Nagao, M. A., K. Kanegawa, and W. S. Sakai. 1980. Accelerating palm seed germination with gibberellic acid, scarification, and bottom heat. *HortScience* 15(2):200-201.
92. Negm, F. B., O. E. Smith, and J. Kumamoto. 1972. Interaction of carbon dioxide and ethylene in overcoming thermodormancy of lettuce seeds. *Plant Phys.* 49:869-72.
93. ———. 1973. The role of phytochrome in an interaction with ethylene and carbon dioxide in overcoming lettuce seed thermodormancy. *Plant Phys.* 51:1089-94.
94. Nikolaeva, M. G. 1977. Factors affecting the seed dormancy pattern. In *The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination*, A. A. Khan, ed. Amsterdam: North-Holland Publishing Co., pp. 51-76.
95. Norton, C. R. 1980. Deleterious metabolic and morphological changes resulting from seed soaking prior to sowing. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:132-34.
96. Olatoye, S. T., and M. A. Hall. 1973. Interaction of ethylene and light on dormant weed seeds. In *Seed ecology*, W. Heydecker, ed. University Park, Pa.: Pennsylvania State Univ. Press.
97. Pollock, B. M. 1962. Temperature control of physiological dwarfing in peach seedlings. *Plant Phys.* 37:190-97.
98. Pollock, B. M., and E. E. Roos. 1972. Seed and seedling vigor. In *Seed biology*, Vol. 3, T. T. Kozłowski, ed. New York: Academic Press.
99. Roberts, E. H. 1972. Dormancy: A factor affecting seed survival in the soil. In *Viability of seeds*, E. H. Roberts, ed. Syracuse, N. Y.: Syracuse Univ. Press.
100. Rolston, M. P. 1978. Water impermeable seed dormancy. *Bot. Rev.* 44:365-96.
101. Roos, E. E. 1980. Physiological, biochemical and genetic changes in seed quality during storage. *HortScience* 15:781-84.
102. Ross, J. D., and J. W. Bradbeer. 1968. Concentrations of gibberellin in chilled hazel seeds. *Nature* 220:85-86.
103. ———. 1971. Studies in seed dormancy. V. The concentrations of endogenous gibberellins in seeds of *Corylus avellana* L. *Planta* (Berl.) 100:288-302.
104. ———. 1971. Studies in seed dormancy. VI. The effects of growth retardants on the gibberellin content and germination of chilled seeds of *Corylus avellana* L. *Planta* (Berl.) 100:303-8.
105. Rubenstein, I., R. L. Phillips, G. E. Green, and B. G. Gengenbach. 1979. *The plant seed: Development, preservation and germination*. New York: Academic Press.

106. Salter, P. J. 1978. Techniques and prospects for 'fluid' drilling of vegetable crops. *Acta Hort.* 72:101-8.
107. Schander, H. 1955. Keimungsphysiologische Studien an Kernobst. III. Sortenvergleichende Untersuchungen über die Temperature-ansprüche stratifizierten Saatgutes von Kernobst und über die Reversibilität der Stratifikationsvorgänge, *Z. f. Pflanz.* 35:89-97.
108. Schopmeyer, C. S., ed. 1974. *Seeds of woody plants in the United States*. USDA Handbook No. 450. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.
109. Semeniuk, P., and R. N. Stewart. 1962. Temperature reversal of after-ripening of rose seeds. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 80:615-21.
110. Sharples, G. C. 1973. Stimulation of lettuce seed germination at high temperatures by ethephon and kinetin. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 98(2):207-9.
111. ———. 1978. Interaction of moisture potential and activated carbon on lettuce seed germination. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 103(1):135-37.
112. Shull, C. A. 1916. Measurement of the surface forces in soils. *Bot. Gaz.* 62:1-29.
113. ———. 1920. Temperature and rate of moisture uptake in seeds. *Bot. Gaz.* 69:361-90.
114. Stearns, F., and J. Olson. 1958. Interactions of photoperiod and temperature affecting seed germination in *Tsuga canadensis*. *Amer. Jour. Bot.* 45:53-58.
115. Stewart, R. N., and P. Semeniuk. 1965. The effect of the interaction of temperature with after-ripening requirement and compensating temperature on germination of seed of five species of *Rosa*. *Amer. Jour. Bot.* 52:755-60.
116. Suszka, B. 1978. Germination of tree seed stored in a partially after-ripened condition. *Acta Hort.* 83:181-88.
117. Taylorson, R. B., and S. B. Hendricks. 1977. Dormancy in seeds. *Ann. Rev. Plant Phys.* 28:331-54.
118. Thomas, H. 1972. Control mechanisms in the resting seed. In *Viability of seeds*, E. H. Roberts, ed. Syracuse, N.Y.: Syracuse Univ. Press.
119. Thomas, T. H. 1977. Cytokinins, cytokinin-active compounds and seed germination. In *The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination*, A. A. Khan, ed. Amsterdam: North-Holland Publishing Co., pp. 111-24.
120. Thompson, P. A. 1973. Geographical adaptation of seeds. In *Seed ecology*, W. Heydecker, ed. University Park, Pa.: Pennsylvania State Univ. Press.
121. Thornton, N. C. 1945. Importance of oxygen supply on secondary dormancy and its relation to the inhibiting mechanism regulating dormancy. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 13:497-500.
122. Toole, E. H., V. K. Toole, and E. A. Gorman. 1948. Vegetable seed storage as affected by temperature and relative humidity. *USDA Tech. Bul.* 972.
123. USDA. 1952. *Manual for testing agricultural and vegetable seeds*. USDA Agr. Handbook 30. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.
124. Vegis, A. 1964. Dormancy in higher plants. *Ann. Rev. Plant Phys.* 15:185-224.
125. Villiers, T. A. 1972. Seed dormancy. In *Seed biology*, Vol. 2, T. T. Kozlowski, ed. pp. 220-82. New York: Academic Press.
126. Visser, T. 1956. The role of seed coats and temperature in after-ripening, germination and respiration of apple seeds. *Proc. Koninkl. Nederl. Akad. van Wetens*, Series C 59:211-22.

- 176 Propagación de plantas: principios y prácticas
127. ———. 1956. Some observations on respiration and secondary dormancy in apple seeds. *Proc. Koninkl. Akad. van Wetens*, Series C 59:314-24.
128. ———. 1956. The growth of apple seedlings as affected by after-ripening, seed maturity and light. *Proc. Koninkl. Nederl. Akad. van Wetens*, Series C 59:325-34.
129. Walton, D. C. 1980. Biochemistry and physiology of abscisic acid. *Ann. Rev. Plant Phys.* 31:453-89.
130. ———. 1980/1981. Does ABA play a role in seed germination? *Israel Jour. Bot.* 29:168-80.
131. Wareing, P. F. 1963. The germination of seeds. In *Vistas in botany*, III. New York: Macmillan, pp. 195-227.
132. Wareing, P. F., and H. A. Foda. 1957. Growth inhibitors and dormancy in *Xanthium* seed. *Phys. Plant.* 10(2):266-80.
133. Went, F. W. 1949. Ecology of desert plants. II. The effect of rain and temperature on germination and growth. *Ecology* 30:1-13.
134. Went, F. W., and M. Westergaard. 1949. Ecology of desert plants. III. Development of plants in the Death Valley National Monument, California. *Ecology* 30:26-38.
135. Wesson, G., and P. F. Wareing. 1969. The induction of light sensitivity in weed seeds by burial. *Jour. Exp. Bot.* 20(63):414-25.
136. Westwood, M. N., and H. O. Bjornstad. 1948. Chilling requirement of dormant seeds of fourteen pear species as related to their climatic adaptation. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 92:141-49.
137. Willemsen, R. W. 1975. Effect of stratification temperature and germination temperature on germination and the induction of secondary dormancy in common ragweed seeds. *Amer. Jour. Bot.* 62(1):1-5.
138. Williams, P. M., J. D. Ross, and J. W. Bradbeer. 1973. Studies in seed dormancy. VII. The abscisic acid content of the seeds and fruits of *Corylus avellana* L. *Planta (Berl.)* 110:303-10.

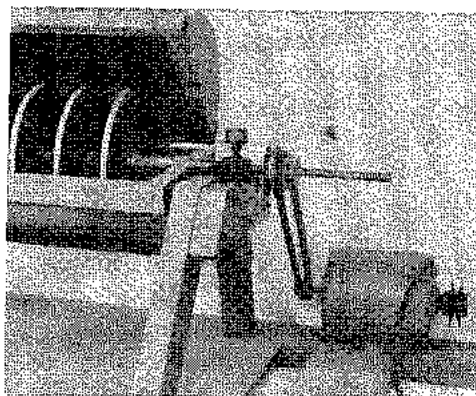
LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- AMEN, R. D. 1968. A model of seed dormancy. *Bot. Rev.* 34:1-31.
- BARTON, L. V. 1967. *Bibliography of seeds*. New York: Columbia Univ. Press.
- BEWLEY, J. D., and M. BLACK. 1978. *Physiology and biochemistry of seeds in relation to germination, Vol. 1, Development, germination, and growth*. Berlin: Springer-Verlag.
- CROCKER, W., and L. V. BARTON. 1953. *Physiology of seeds*. Waltham, Mass.: Chronica Botanica.
- HEYDECKER, W., ed. 1973. *Seed ecology: Proceedings of the nineteenth Easter School in Agricultural Science, University of Nottingham, 1972*. University Park: The Pennsylvania State Univ. Press.
- KHAN, A. A., ed. 1977. *The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination*. Amsterdam: North-Holland Publishing Co.
- KOZLOWSKI, T. T., ed. 1972. *Seed biology*, Vols. 1, 2, 3. New York: Academic Press.
- MAYER, A. M. 1980/1981. Control mechanisms in seed germination. *Israel Jour. Bot.* 29:1-4.
- MAYER, A. M., and A. POLJAKOFF-MAYBER. 1975. *The germination of seeds* (2nd ed.). New York: Macmillan.

- ROBERTS, E. H., ed. 1972. *Viability of seeds*. Syracuse, N.Y.: Syracuse Univ. Press.
- RUBENSTEIN, I., R. L. PHILLIPS, G. E. GREEN, and B. G. GENGENBACH. 1979. *The plant seed: Development, preservation and germination*. New York: Academic Press.
- SCHOPMEYER, C. S., ed. 1974. *Seeds of woody plants in the United States*. USDA Handbook No. 450. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.
- TAYLORSON, R. B., and S. B. HENDRICKS. 1977. Dormancy in seeds. *Ann. Rev. Plant Phys.* 28:331-54.

Handwritten text, possibly a signature or name, oriented vertically on the right side of the page.

Fig. 7-6 Disco escarificador utilizado para modificar cubiertas duras de las semillas. La construcción está basada en un escarificador descrito por el U.S. Department of Agriculture para usarlo con semillas de árboles. El escarificador consiste en cinco discos cubiertos con papel lija, montados en un eje y encerrados en un cilindro de metal también forrado con lija. El tercio inferior del cilindro se llena con las semillas y los discos se hacen girar a una velocidad de 500 a 900 rpm. Para cada lote y tipo de semilla en particular se debe establecer la duración de tratamiento.



falfa y de trébol son tratadas en esta forma para aumentar la germinación. (12) Las semillas pueden hacerse girar en tambores forrados con papel lija o en mezcladoras de concreto, combinadas con arena gruesa o grava (70) (Fig. 7-6). Para facilitar la separación posterior, la arena o la grava deben ser de tamaño diferente a las semillas.

La escarificación no debe hacerse hasta el punto en que se dañe a las semillas. Para determinar el tiempo óptimo, se puede poner a germinar un lote de prueba, remojar las semillas para observar su hinchamiento o examinar con una lente de mano las cubiertas de las semillas. Por lo general, las cubiertas de las semillas deben tener un color mate, pero no deben estar tan picadas o rajadas como para que queden expuestas las partes internas de las mismas.

ESCARIFICACIÓN CON AGUA CALIENTE

Coloque las semillas en un recipiente en una proporción de 4 a 5 veces su volumen de agua caliente a temperatura entre 77 y 100 °C. De inmediato se retira la fuente de calor y las semillas se dejan remojar durante 12 a 24 h en el agua que se va enfriando gradualmente. Después, las semillas que no se han hinchado se pueden separar con cribas adecuadas y puede volvérselas a remojar o someterlas a otro tratamiento. De ordinario, las semillas se deben sembrar inmediatamente después del tratamiento con agua caliente. Algunas clases se secan y guardan para siembra posterior sin que se perjudique el porcentaje de germinación, aunque se reduce la tasa de germinación (Véase Fig. 6-5).

ESCARIFICACIÓN CON ÁCIDO

Las semillas secas se colocan en recipientes y se cubren con ácido sulfúrico concentrado (de peso específico 1.84) en proporción de una parte de semilla por dos de ácido. La cantidad de semilla que se trate a la vez no debe sobrepasar los 10 kg para evitar un calentamiento incontrolable. (54) Los recipientes deben estar hechos de vidrio, cerámica o madera, no de metal o plástico. Durante el tratamiento, la mezcla debe menearse con todo cuidado a ciertos intervalos a fin de obtener resultados uniformes e impedir la acumulación de los materiales oscuros, resinosos, de las cubiertas de las semillas que a veces hay presentes. Como la agitación tiende a elevar la temperatura, se debe cuidar de no efectuar una mezcla demasiado vigorosa para evitar dañar las semillas. El tiempo de tratamiento varía desde tan poco como 10 min para ciertas especies hasta

6 h o más para otras. Como el tiempo de tratamiento puede variar en los distintos lotes de semillas, se recomienda que antes de tratar lotes grandes se haga una prueba preliminar con un lote pequeño. (33, 54) En las semillas de cubierta gruesa que requieren tratamiento durante periodos largos, el progreso del mismo puede seguirse tomando muestras a intervalos y examinando el grueso de las cubiertas. Cuando éstas tengan el grosor del papel, de inmediato se debe terminar el tratamiento.

Al final del periodo de tratamiento se escurre el ácido y las semillas se lavan para quitarles el restante. En lotes de semillas pequeños se utiliza un embudo para escurrir el ácido. Colocando las semillas en una cantidad grande de agua, a la que se haya añadido una pequeña cantidad de bicarbonato de sodio, neutraliza el ácido que pueda tener adherido, o bien las semillas se pueden lavar durante 10 min. en agua corriente. Las semillas tratadas con ácido se pueden sembrar de inmediato o secar y guardarse para siembra posterior.

Las semillas grandes de la mayoría de las especies de leguminosas responden al tratamiento simple con ácido sulfúrico, pero en algunas de ellas se requieren variaciones. (54) Algunas semillas de rosáceas (*Cotoneaster*, *Rosa*), tienen pericarpios duros y se obtienen mejores resultados tratándolas parcialmente con ácido y dándoles luego una estratificación cálida. Un tercer grupo, como *Hamamelis* y *Tilia*, tienen pericarpios tan duros que es posible que resulte mejor tratarlos primero con ácido nítrico y después con ácido sulfúrico.

ESTRATIFICACIÓN CÁLIDO-HÚMEDO

Conservando las semillas en un medio no estéril, cálido-húmedo (como en tierra arenosa no pasteurizada) durante varios meses, se pueden ablandar las cubiertas de las semillas debido a la actividad de los microorganismos. Este tratamiento puede proporcionarse plantando las semillas duras en el verano o al inicio del otoño cuando la temperatura del suelo aún es cálida. De ordinario resulta más efectivo para semillas que tienen letargo doble, en las cuales la estratificación cálido-húmeda precede a la estratificación fría del invierno.

ESCARIFICACION A TEMPERATURAS ELEVADAS

Ciertas especies de plantas nativas tienen semillas de cubiertas duras que germinan extensamente después de un incendio en el bosque o en el pastizal. Las cubiertas de las semillas son modificadas por las temperaturas elevadas. Las especies de pinos con conos cerrados, como *Pinus radiata*, también responden en los incendios a las altas temperaturas derritiendo las resinas que sellan los conos. Esta acción permite la liberación de las semillas que tienen capacidad de germinación. (70)

COSECHA DE FRUTOS INMATUROS

En ciertas especies de árboles, la extracción de las semillas de frutos inmaturos mejora la germinación al impedir el desarrollo de cubiertas duras. Esas semillas se deben plantar de inmediato sin secarlas.

Estratificación

La **estratificación** es un método de tratamiento de semillas en letargo en el cual las semillas embebidas de agua son sometidas a un periodo de enfriamiento para que se efectúe la postmadu-

ración del embrión. El término se originó debido a que los viveristas colocaban las semillas en capas intercaladas con un medio húmedo, como tierra o arena, en fosos al aire libre durante el invierno. La expresión *enfriamiento en húmedo* se ha usado como sinónimo de estratificación.

ESTRATIFICACIÓN REFRIGERADA

Antes de la estratificación en refrigeración, las semillas secas deben estar embebidas de agua por completo. Para semillas que no tengan cubiertas duras, un remojo de 12 a 24 h en agua caliente puede ser suficiente. Las semillas encerradas en pericarpios o endocarpios duros pueden necesitar más tiempo, pudiendo requerir un remojo de tres días a una semana o más. También se puede recurrir a lixiviar las semillas con agua corriente, o alternamente remojar las semillas durante 12 h y escurrirlas otras 12. (44)

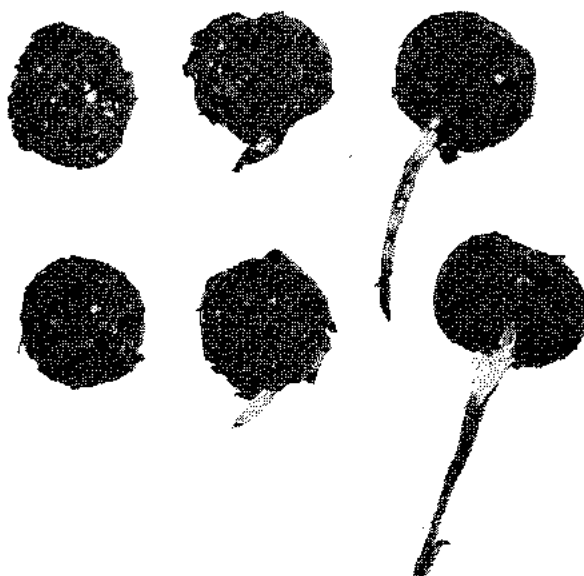
Después del remojo, para el periodo de estratificación las semillas se mezclan con algún medio que retenga humedad. Casi cualquier medio que retenga humedad, proporcione aeración y no contenga sustancias tóxicas resulta adecuado. Entre ellos se encuentran la arena bien lavada, el musgo turboso, picado o cribado (de 0.6 a 1.0 cm, descartando las partes más pequeñas), el musgo esfagnífero, la vermiculita o el serrín que se ha sometido para formar composta. El serrín fresco puede contener sustancias tóxicas. Un buen material consiste en una mezcla de una parte de arena y una parte de musgo turboso, humedecida y dejada reposar 24 h antes de su uso. Cualquier medio debe de estar húmedo pero no tanto que al exprimirlo suelte agua.

Las semillas se mezclan con el medio en proporción de uno a tres tantos de su volumen o se les puede estratificar en capas, alternándolas con capas de medio de espesor similar. Los recipientes apropiados son cajas, botes de hojalata, frascos de vidrio con las tapas perforadas o cualquier recipiente que proporcione aeración, impida el secado y las proteja de los roedores. Las bolsas de polietileno son un recipiente excelente, con o sin medio. La estratificación de las semillas en bolsas de plástico, sin un medio circundante, ha sido llamada *estratificación desnuda*. Se puede añadir un fungicida para proteger a las semillas.

La temperatura usual de estratificación es de 0 a 10 °C. A temperaturas mayores a menudo las semillas se calientan o brotan prematuramente. Con temperaturas más bajas (justo arriba del punto de congelación) se retrasa el brotamiento.

El tiempo necesario para la estratificación depende de la especie de semilla y, a veces, también de los lotes individuales de las mismas (Fig. 7-7). Para las semillas de la mayoría de las especies, es suficiente una estratificación de uno a cuatro meses a temperaturas bajas. Durante este tiempo las semillas se deben examinar periódicamente. Si están secas, se debe volver a humedecer el medio. Cuando empiece la brotación, se deben plantar las semillas o cambiarlas a una temperatura de almacenamiento más baja. Las semillas que se van a plantar se sacan del recipiente y se separan del medio, teniendo cuidado de no dañar las semillas húmedas. Un buen método para ello es usar una criba que permita que pase el medio pero que retenga las semillas. De ordinario, para evitar perjudicarlas y que vuelvan a un letargo secundario las semillas se plantan sin secar. Se ha reportado cierto éxito secando parcialmente las semillas estratificadas con anterioridad, manteniéndolas durante cierto tiempo a temperaturas bajas y luego plantándolas "secas", sin que sufran daño o pérdida de su condición de postmaduración. Las semillas de haya y de cerezo mahaleb fueron secadas con éxito a 10%, luego conservadas a cerca de 0 °C (66). De manera similar, después de una estratificación previa se han secado semillas de coníferas entre 20 y 35% y almacenado durante un año a temperaturas bajas. (17)

Fig. 7-7 Semillas de nogal (*Juglans hindsii*), listas para plantarse después de la estratificación. Es posible que las semillas de la izquierda no hayan recibido suficiente enfriamiento como para que broten. Las semillas del centro están en condición favorable. Las de la derecha están demasiado avanzadas y es probable que las radículas se dañen al plantarlas.



ESTRATIFICACIÓN A LA INTEMPERIE

En donde no se dispone de almacenes refrigerados, la estratificación se puede hacer a la intemperie, ya sean en fosos de varios decímetros de profundidad o en camas elevadas encerradas en una estructura de madera. (1, 70) Esencialmente se siguen los mismos procedimientos, pero el enfriamiento invernal y la lluvia natural proporcionan las temperaturas de enfriamiento y humedad requeridas. Sin embargo, la semilla debe protegerse contra la congelación, el secado y los roedores. (65)

Cuando las semillas se estratifican en una trinchera, en el fondo, a los lados y arriba debe ponerse una malla de alambre para proteger las semillas de los roedores. En el fondo se coloca una capa de unos 10 cm de arena aguda o de grava, luego las semillas se mezclan con el medio o se colocan en capas alternadas de semilla y de medio. Luego, se llena la trinchera y se cubre con la tela de alambre.

SIEMBRAS AL EXTERIOR

Como una alternativa a la estratificación en recipientes, las semillas que necesitan un tratamiento frío se pueden plantar a la intemperie directamente en la almáciga, cama fría o surcos del vivero en una época del año en que el ambiente natural proporcione las condiciones necesarias para la postmaduración. En esta forma se pueden manejar varias categorías de semillas, obteniéndose una buena germinación en la siembra siguiente en primavera.

Las semillas se deben plantar suficientemente temprano en el otoño para que se embeban de agua y obtengan un beneficio completo del periodo de enfriamiento invernal. Por lo general, las semillas germinan con prontitud en primavera cuando el terreno empieza a calentarse, salvo cuando la temperatura del terreno todavía es lo bastante baja como para inhibir a los organismos que producen el ahogamiento y para evitar la inhibición por temperaturas elevadas.

Las semillas de endocarpio duro, como las especies de *Prunus* (los frutales de hueso, que incluyen cerezos, ciruelos y duraznos), muestran un incremento en la germinación si se plan-

PARTE III

PROPAGACION ASEXUAL

tan temprano en el verano o en el otoño como para que reciban de uno a dos meses de temperaturas elevadas antes de que empiece el enfriamiento. (44) Por tanto, las semillas que requieren temperaturas elevadas seguidas de enfriamiento pueden plantarse a fines del verano para satisfacer sus requerimientos de temperaturas cálidas, seguido por el subsecuente invierno que satisface sus necesidades de enfriamiento.

Para otras semillas que tienen cubiertas duras (como el enebro y algunas especies de *Magnolia*) se puede facilitar la germinación si el fruto se cosecha cuando está maduro y las semillas se siembran de inmediato sin secarlas. (54, 73) Una vez que las semillas se secan, sus cubiertas se endurecen y la germinación puede ser retrasada, tal vez hasta la segunda primavera. Las semillas que maduran temprano en la estación de crecimiento deben ser recolectadas en la primavera o en el verano tan pronto como maduran. Cuando no se conocen tratamientos efectivos, el propagador debe tratar de reproducir los hábitos naturales de propagación de la planta por semilla y proporcionar las condiciones de germinación de su ambiente natural. Cuando las semillas quedan por un periodo largo en un vivero o almáciga exterior antes de la germinación, se les debe proteger del secado, de las condiciones adversas de tiempo, roedores, pájaros, enfermedades y de la competencia de las malezas. Para el control de éstas se pueden emplear herbicidas.

Lixiviación

El propósito de la lixiviación es remover los inhibidores remojando las semillas en agua corriente o cambiándoles el agua con frecuencia. La duración del tiempo de lixiviación es de 12 a 24 h. Si se utilizan periodos más largos, el agua debe cambiarse cada 12 h para proporcionar oxígeno a las semillas sumergidas (aunque es poco probable que las semillas en letargo de plantas leñosas sean dañadas).

Combinación de tratamientos

Muchas semillas de especies de plantas leñosas tienen más de un tipo de letargo; por ejemplo, una cubierta dura de la semilla más un embrión en letargo. Para tales especies se requieren tratamientos múltiples. Los tratamientos se deben dar en secuencia; primero uno que ablande la cubierta de la semilla, para permitir la absorción de agua y; segundo, un periodo de enfriamiento para superar el letargo del embrión.

Tratamientos de laboratorio para superar el letargo

En los laboratorios de semillas se emplean varios métodos para iniciar la germinación en las pruebas de viabilidad. Los mismos métodos se pueden aplicar en propagación, aunque en muchos casos, como en las semillas de cereales, hortalizas y plantas florales, las semillas pierden su letargo en el almacenamiento que precede a la siembra.

Preenfriamiento. Para el enfriamiento, se prueba colocar las semillas embebidas a una temperatura de 5 a 10 °C durante cinco a siete días antes de intentar hacerlas germinar.

Presecado. En el presecado, antes de la germinación las semillas se someten durante 5 a 7 días a una temperatura de 37 a 40 °C.

Alternación diurna de la temperatura. Cuando se requieren temperaturas alternadas, las combinaciones usuales son de 15 a 30 °C, manteniendo las semillas a la temperatura más baja durante 16 h y a la más alta por 8 h. Esas fluctuaciones se presentan normalmente a la intemperie en ciertas estaciones del año y a menudo estimulan mucho la germinación.

Exposición a la luz. En muchas especies de semillas, la exposición a la luz puede mejorar su germinación, dependiendo de la edad, manejo previo y temperaturas acompañantes. La sensibilidad a la luz es mayor justamente después de la cosecha y tiende a desaparecer con el almacenamiento en seco. En consecuencia, la influencia de la luz es de bastante importancia en el ensayo de las semillas. Las Reglas para Ensayo de Semillas (4) especifican exposición a la luz en el ensayo del 42% de las 493 especies citadas. Entre ellas se incluye a la mayoría de las gramíneas forrajeras y a las coníferas, muchas flores y ciertos número de hortalizas, como la lechuga y a la endivia.

La luz debe ser proporcionada por lámparas fluorescentes de luz blanca fría a una intensidad de cuando menos 75 a 125 pies candelas, y por no menos de 8 h diarias. Al tiempo de exponerlas a la luz, las semillas deben haber embebido agua y se les debe colocar encima del medio de germinación.

Nitrato de potasio. Muchas semillas recién cosechadas y en letargo germinan mejor después de remojarlas en una solución de nitrato de potasio. Las semillas se colocan en charolas de germinación o en cajas de petri y el substrato se humedece con solución de nitrato de potasio al 0.2%. Para el pasto azul de Kentucky (*Poa pratensis*) o el pasto azul de Canadá (*P. compressa*) se debe usar una solución de 0.1%. Si se vuelven a regar se usa agua de la cañería en vez de una solución adicional de nitrato de potasio.

TRATAMIENTOS DE LAS SEMILLAS PARA FACILITAR LA GERMINACION

Hormonas y otros estimulantes químicos

Giberelinas. Las giberelinas (véase Fig. 6-10) comprenden a un grupo de hormonas vegetales que tienen una actividad significativa en la fisiología de las semillas. Aunque en las plantas se encuentran muchas clases de giberelinas naturales, el ácido giberélico (GA_3) es el que más se emplea para aplicaciones exógenas. El ácido giberélico es producido en cultivos de hongos y se encuentra disponible en comerciales (75). Los tratamientos con GA_3 pueden superar el letargo fisiológico en varias especies de semillas y estimula la germinación de semillas con embriones en letargo. En los laboratorios de ensayo de semillas, el medio de germinación de ordinario es humedecido con una solución de GA_3 de 500 ppm, aunque se usan una gama de 200 a 1000 ppm. Con concentraciones superiores a 800 ppm se recomienda la adición de una solución amortiguadora.¹

Para semillas grandes, se recomienda un remojo de 12 h en solución de GA_3 de 500 a 1000 ppm.

Citokininas. Las citokininas (véase Fig. 6-10) son hormonas naturales del crecimiento que estimulan la germinación de algunas clases de semillas contrarrestando inhibidores de la ger-

¹ Disuelva 1779.9 mg de $NaHPO_4 \cdot 2H_2O$ y 1379.9 mg de $NaH_2PO_4 \cdot H_2O$ en 1 L de agua destilada. (35)

minación. Hay disponible una preparación comercial llamada *kinetina* (6-furfurilamino purina). Se disuelve primero en una pequeña cantidad de HCl y luego se diluye con agua. Otras citokinas sintéticas disponibles son la *BA* (6-bencilamino purina) y la *PBA* (6-bencilamino)-9-(2-tetrahidropiranyl)-9-(H-purina), que son más activas en las plantas superiores que la *kinetina*. (75) Estos materiales estimulan la germinación y contrarrestan el letargo producido por altas temperaturas en ciertas semillas, como las de lechuga, en donde las semillas se remojaron durante 3 min en soluciones de *kinetina* de 100 ppm. Los tratamientos en gran escala deben ser precedidos de pruebas con varias concentraciones. En ocasiones las *kinetinas* son útiles para promover la germinación cuando se les usa en combinación con el ácido giberélico y con compuestos que producen etileno.

Etileno. El etileno (véase Fig. 6-10) ocurre naturalmente en las plantas y tiene propiedades reguladoras del crecimiento. Aplicado a ciertas clases de semillas, como las del *caracol* erizado, el etileno estimula la germinación. Hay disponibles comercialmente sustancias como el etefón, (75) que generan etileno.

Tiourea. La *tiourea* CS (NH₂) en soluciones de 0.5 a 3% se ha usado para estimular la germinación de algunas especies de semillas en letargo, en especial de aquellas que no germinan bien en la oscuridad o a temperaturas elevadas, así como aquellas que necesitan un tratamiento de enfriamiento en húmedo. Como la *tiourea* inhibe algo el crecimiento, es mejor no remojar las semillas por más de 24 h y luego enjuagarlas con agua.

Hipoclorito de sodio. El hipoclorito de sodio estimula la germinación de las semillas de arroz, aparentemente contrarrestando un inhibidor soluble en agua que se encuentra en las glumas. (56) Se usa 1 gal del concentrado comercial en 100 gal de agua.

Iniciadores (cebadores) de la germinación

Se han utilizado varios procedimientos antes de la siembra para iniciar la germinación y mejorar la velocidad y uniformidad del establecimiento de las plántulas, así como para contrarrestar varios problemas de letargo en semillas recién cosechadas. A estos métodos se les llama de iniciación o cebado de las semillas.

Osmocondicionamiento. En el osmocondicionamiento (41) las semillas se colocan en capas delgadas en un recipiente que contiene una solución de polietilenglicol (PEG 6000) del 20 al 30%, que también puede incluir otras sustancias como hormonas o fungicidas. (55) Las semillas se incuban de 15 a 20 °C durante 7 a 21 días. Al final de este periodo, las semillas se lavan con agua destilada, se secan al aire a 25 °C y se almacenan hasta que se usen. Luego las semillas se plantan directamente en su sitio definitivo.

Infusión. La infusión de solventes orgánicos es un método que se emplea para incorporar a las semillas sustancias químicas como reguladores del crecimiento, fungicidas, insecticidas, antibióticos y antidotos de herbicidas por medio de solventes orgánicos. (40) Las semillas se sumergen de 1 a 4 h en una solución de acetona y diclorometano que contiene la sustancia que se va a infundir. Después, se remueve el solvente por evaporación y las semillas se extienden en un recipiente de poco fondo para secarlas en un secador de vacío durante 1 a 2 h. Luego, la sustancia química incorporada es absorbida directamente por el embrión con el remojo subsecuente en agua.

Siembra fluida. La siembra fluida (24) es un sistema integrado que implica el tratamiento y la pregerminación de las semillas seguidos por su siembra suspendidas en un gel especial. Las semillas deben hacerse pregerminar en condiciones óptimas de aeración, luz y temperatura para la especie. Entre los procedimientos que se pueden usar se encuentran (a) germinar las semillas en charolas sobre secantes absorbentes cubiertas con papel o (b) colocar las semillas en frascos de vidrio o en columnas de plástico a las cuales se burbujea de continuo aire y se proporciona agua fresca de continuo. Potencialmente, se pueden incorporar al sistema osmoacondicionadores o adicionar reguladores del crecimiento. Se han almacenado semillas pregerminadas de varias hortalizas durante 7 a 15 días a temperaturas de 1 a 5 °C en aire o en agua aerada.

Se tienen disponibles comercialmente varios tipos de geles. Entre los materiales usados se encuentran el alginato de sodio, almidón-poliacronitrilo hidrolizado, goma guar, arcilla sintética y otras. Para depositar las semillas y el gel en la cama de siembra se necesitan máquinas especiales.

Protección de las semillas contra organismos patógenos

Para combatir enfermedades se usan tres tipos de tratamientos de semillas: desinfestación, desinfección y protección de las semillas. (7, 26, 45, 49, 72)

Los **desinfestantes** eliminan a los organismos presentes en la superficie de la semilla. Los materiales que tiene esta sola acción son útiles si las semillas o los embriones se van a propagar en un cultivo aséptico o en algún tipo de medio estéril. Los materiales que en este capítulo se enumeran como desinfectantes o protectores es muy probable que sean también buenos desinfectantes.

El **hipoclorito de calcio** es un desinfestante efectivo. (79) En este tratamiento se colocan 10 gm de hipoclorito de calcio en 140 ml de agua y se agitan durante 10 min o se dejan reposar una hora. De ordinario se usa el filtrado, que contiene alrededor de 2% de hipoclorito, aunque a veces esta solución se diluye a la mitad. El tiempo de contacto que desinfesta sin producir daños varía con las diversas clases de semillas, siendo usualmente de 5 a 30 min. Ajustando el pH entre 8 y 10 se obtienen resultados más consistentes. También se han usado preparaciones comerciales blanqueadoras, como Clorox (que contiene 5.25% de hipoclorito de sodio), diluidos en agua en proporción de 1:9.

Los **desinfectantes** eliminan organismos dentro de la semilla misma. Los tratamientos de este tipo incluyen al agua caliente, al formaldehído y al vapor aerado.

Los **protectores** son materiales aplicados a las semillas para protegerlas de los hongos fitopatógenos del suelo. Estos materiales también se pueden aplicar empapando el suelo antes o después de plantar la semilla. Para el tratamiento de semillas hay disponibles comercialmente numerosos materiales con marcas registradas. En su uso se deben seguir con todo cuidado las instrucciones del fabricante, ya que su empleo impropio puede causar daño o la muerte a las plántulas de algunas especies. También, como los protectores son peligrosos para las personas que los aplican, se deben manejar con todo cuidado para evitar su contacto con la piel o aspirar el polvo. En muchos casos, para el tratamiento de semillas se usan máquinas especiales.

Termoterapia

El tratamiento con agua caliente se puede usar como un procedimiento de desinfección. Las semillas se sumergen en agua caliente (de 49 a 57 °C) durante 15 a 30 min, dependiendo de la especie. (5, 6) Después del tratamiento, las semillas se enfrían y se extienden en una capa delgada para que se sequen. Para evitar dañar las semillas, la temperatura y la duración del tratamiento deben controlarse con toda precisión. Subsecuentemente se debe emplear un protector de semillas y no se deben tratar semillas viejas y débiles. El tratamiento con agua caliente es efectivo contra enfermedades de hortalizas y cereales que son llevadas en las semillas, como el tizón *Alternaria* en brócoli y cebolla y el carbón volador de la cebada y del trigo.

El vapor aerado (véase Cap. 2) es un método alternativo, menos costoso, de más fácil manejo y con menor riesgo de dañar las semillas. (6) Las semillas se tratan en máquinas especiales en las cuales se mezclan el vapor y el aire y se les hace pasar a través de la masa de semilla para elevar su temperatura con rapidez (alrededor de unos 2 min) hasta la temperatura deseada. La temperatura y el tiempo de tratamiento varían con el organismo que se va a combatir y la clase de semilla. De ordinario el tratamiento dura 30 min, pero puede ser de tan sólo 10 a 15 min. El rango de temperaturas de 46 a 57 °C. Al final del tratamiento se debe bajar la temperatura con rapidez a 32 °C mediante enfriamiento por evaporación continuándolo hasta que la semilla se seque. La efectividad de este tratamiento se mejora guardando las semillas en aire saturado de humedad a temperatura ambiente durante dos o tres días antes del tratamiento.

Los dos métodos básicos de aplicación son (a) el método seco o en polvo y (b) el método de "papilla" (slurry). En este último método las semillas se sumergen en una suspensión acuosa espesa de la sustancia protectora.

Otro tratamiento de la semilla incluyen la aplicación de insecticidas, o la combinación de insecticidas y fungicidas más repelentes contra aves y roedores.

Todas las regulaciones estatales y federales para el uso de dichos materiales en los cultivos deben seguir cuidadosamente las indicaciones.

SIEMBRA DIRECTA A LA INTEMPERIE

En la siembra directa, las semillas se plantan en el lugar en que van a permanecer durante todo su ciclo de vida. Este es el principal método comercial de propagación de todos los cultivos de campo (granos, forrajes, fibras, oleaginosas y otros), así como de hortalizas y de pastos para prados de jardín. La siembra directa es importante para los productores domésticos de hortalizas y flores, aunque la disponibilidad de material de trasplante (tanto de hortalizas como de flores) ha hecho más atractivo su uso para la "jardinería instantánea". Para reforestación y en la plantación de áreas naturales se siembran directamente árboles y arbustos, (14) así como para plantaciones de jardinería panorámica (11) y en ocasiones para huertos.

Siempre directa de plantas herbáceas

PREPARACIÓN DE LA CAMA DE SIEMBRA

Para el éxito de las siembras de campo y de jardín resulta esencial una buena preparación de la cama de siembra. Esta debe tener una textura suelta pero fina que produzca un buen contacto

entre la semilla y el suelo, de manera que las semillas estén continuamente abastecidas de agua. Un suelo de esa clase debe proporcionar una buena aeración pero no excesiva, pues se secaría rápido. El subsuelo debe ser permeable al aire y al agua, con buen drenaje y aeración. Debe haber disponible una cantidad adecuada de humedad del suelo que permite a la semilla pasar por las etapas de germinación y crecimiento temprano de las plántulas, pero el suelo no debe estar encharcado o en condiciones anaeróbicas (sin oxígeno). El mejor suelo es uno con textura de migajón mediana (franco), ni demasiado arenoso ni demasiado fino. Una buena cama es aquella en que las tres cuartas partes de las partículas (*agregados*) del suelo estén en una gama de 1 a 12 mm de diámetro. (37)

La preparación de la cama de siembra implica varias operaciones consecutivas. Los implementos que se usan dependen de la escala de la operación, pero el principio es el mismo. En las operaciones de campo, primero se barbecha la cama de las semillas para incorporar los residuos de la cosecha anterior y romper el suelo hasta una profundidad de 15 a 25 cm. El barbecho es seguido por un disqueo y un paso de rastra para pulverizar las capas superficiales en partículas más pequeñas y compactarlas entre sí. En operaciones de jardín o de vivero, la cama de las semillas se prepara con un implemento de tipo arado giratorio (*rototiller*), o labrando a mano con pala, seguido de una rastrillada.

La adición de materia orgánica al suelo mejora su textura. El terreno puede acondicionarse enterrando un abono verde (un cultivo en crecimiento) estiércol (dejando tiempo para que se descomponga) o incorporando musgo turboso o algún otro tipo de materia orgánica. Estos materiales se deben mezclar uniformemente con el suelo de manera que no queden capas estratificadas que impidan el movimiento del agua. La preparación de la cama de siembra puede incluir la fumigación y otros tratamientos del suelo para combatir insectos dañinos, organismos patógenos y semillas de malezas.

ÉPOCA DE SIEMBRA

La época de siembra está determinada por los requerimientos de temperatura de germinación de las semillas y la necesidad de cumplir los programas de producción. Una siembra muy temprana de semillas que requieren temperaturas cálidas puede causar una germinación lenta y dispareja, problemas de enfermedades y daños a las plántulas, resultantes de anomalías del crecimiento. Una temperatura muy alta del suelo puede producir un secamiento excesivo, daños o muerte de las semillas, inducción de termoletargo en semillas sensibles al calor, como las de lechuga.

PROFUNDIDAD DE SIEMBRA

La profundidad de siembra es un factor crítico que determina la tasa de emergencia y tal vez la densidad de la población. Si la siembra se hace demasiado superficial, las semillas pueden quedar en la capa superior que se seca con rapidez. Si es demasiado profunda, se retrasa la emergencia de las plántulas. La profundidad de siembra varía con la clase y tamaño de las semillas y, en cierto grado, con las condiciones de la cama de siembra y del ambiente en la época de siembra. Cuando es necesaria la exposición a la luz, las semillas se deben plantar a poca profundidad. *Como una regla práctica, las semillas deben plantarse a una profundidad de aproximadamente tres a cuatro veces su diámetro.*

TASA DE SIEMBRA Y DENSIDAD DE LAS PLANTAS

El establecimiento de la tasa de siembra (cantidad de semilla por unidad de superficie) es crítica en las siembras directas a fin de obtener la densidad de plantas deseada. Si la densidad final de plantas es demasiado baja, los rendimientos se reducirán debido a que el número de plantas por área unitaria es bajo. Si es demasiado alta, el tamaño y la calidad de las plantas adultas puede reducirse por competencia entre las plantas por el espacio disponible, la luz solar, agua y nutrientes. La tasa de siembra se puede estimar con la fórmula siguiente:

$$\frac{\text{Kilogramos (gramos) de semilla requerida por área unitaria}}{\text{por área unitaria}} = \frac{\text{Número de plantas deseadas por área unitaria}}{\text{Número de semillas por kilogramo (gramo)}} \times \frac{\text{porcentaje de germinación}}{\text{de germinación}} \times \frac{\text{porcentaje de pureza}}{\text{de pureza}}$$

Esta tasa representa un mínimo y debe ajustarse para compensar las pérdidas esperadas en la siembra, determinadas por experiencia previa en ese sitio.

Las tasas varían de acuerdo con el patrón de espaciamento. Las semillas de cultivos de campo o de prados pueden distribuirse *al voleo*; esto es, espaciadas al azar en toda el área, o bien *a chorrito* a distancias dadas. Otros cultivos de campo, en especial de hortalizas, se siembran en *surcos*, de tal manera que se debe determinar la tasa por distancia lineal en el surco.

Otras siembras se hacen en *camas elevadas*, en particular en áreas de baja precipitación, en donde se practica el riego y por la evaporación se puede acumular una concentración tóxica de sales solubles. El riego por aspersión y la siembra abajo de la cima de los bordos pueden eliminar o reducir este problema. Cuando se siembra en surcos, se planta un exceso de semillas y luego las plantas se aclaran al espaciamento deseado. El *adareo* es una operación costosa y tardada que puede eliminarse con mejores métodos de siembra de precisión. Una tasa de siembra baja requiere semillas de muy alta calidad que produzcan no sólo altas tasas de germinación sino también plántulas vigorosas, uniformes y sanas.

Se tienen disponibles cintas con semillas para cultivares de flores y hortalizas. Las semillas van fijadas a la distancia apropiada en una cinta de plástico. La cinta se entierra en surcos someros y se desintegra con la humedad a medida que las semillas germinan.

Las semillas *aperdigonadas* con semillas revestidas con un material adhesivo, como arcilla, que las hace uniformemente redondas para las sembradoras de precisión. En el material de revestimiento a menudo se adicionan nutrientes, hormonas, carbón activado (63) y otras sustancias. Sin embargo, con el *aperdigonamiento* a veces se reduce la emergencia de las semillas y las poblaciones finales, aparentemente debido a que la cubierta restringe la cantidad de oxígeno disponible. (18) La colocación de vermiculita sobre las semillas en el surco de siembra ha mejorado la emergencia en las siembras de precisión; (77) el carbón activado protege a las semillas contra las aspersiones herbicidas de preemergencia. (78)

Siembra directa de árboles y arbustos

En la reforestación, la siembra directa de árboles forestales se efectúa ya sea por *diseminación natural* de las semillas o por siembra. Los costos y las necesidades de mano de obra son menores en la siembra directa que en el trasplante de plántulas, siempre que el suelo y el sitio sean favorables para la operación. (14) La principal dificultad estriba en las grandes pérdidas de semillas y de plantas jóvenes que resulta de la *predación* por insectos, pájaros y animales, así como por *deseccación*, tiempo caliente y enfermedades. (42, 61) Una buena cama para las semillas re-

sulta esencial y es mejor un suelo mineral abierto del que se haya removido la vegetación competitiva. El terreno puede ser preparado por quema, labor de discos o surcado. Las semillas pueden ser distribuidas al voleo a mano o con sembradoras especiales, o plantadas en surcos con máquinas apropiadas. Las semillas deben estar cubiertas por un repelente contra pájaros y roedores. Para este fin hay disponible una combinación de thiram y endrin.

En ciertas situaciones, los árboles y arbustos pueden sembrarse directamente para fines paisajistas. (11) Se hace un hoyo de 10 a 12 cm y se pulveriza cuidadosamente la tierra si está compactada. En una pendiente rocosa, las semillas se colocan en las grietas o en una bolsa de suelo. Si se siembra en una ladera, haga una pequeña terraza para evitar la erosión e impedir que el hoyo de la semilla sea cubierto con tierra suelta que venga de arriba. Coloque en el fondo del hoyo 1 g de fertilizante de liberación lenta. Reponga la tierra, dejando una ligera depresión para la semilla. Plante de 2 a 20 semillas y cúbralas con 3 a 12 cm de tierra suelta, según el tamaño. Para eliminar la competencia de las malezas es indispensable poner alrededor del sitio de la semilla herbicidas de contacto o mantillos. Los mantillos pueden ser de materiales orgánicos (astillas de madera, trozos de corteza) o materiales laminados (papel para mantillo recubierto con polietileno, película negra de polietileno, papel asfaltado para techos o papel kraft para construcción). Cuando se usan mantillos orgánicos, colóquese alrededor del sitio de la semilla un bote de hojalata de los usados para conservas (de unos 0.8 L), un envase de cartón de los empleados para la leche o un collar de papel asfaltado o kraft. Si se usan cubiertas laminares o de película, haga un hoyo en el centro que permita a las semillas emerger. A fin de proteger el sitio contra roedores y pájaros, es posible que se haga necesario colocar pequeñas jaulas de alambre.

CULTIVO DE PLANTULAS EN VIVEROS DE CAMPO

En la propagación de árboles y arbustos a la intemperie se utilizan dos métodos básicos:

CULTIVO EN SEMILLERO

Las semillas se plantan relativamente cerca entre sí en **semilleros**, a veces elevados del terreno, por lo común de alrededor de 1 m de ancho y de diversas longitudes (Fig. 7-8). Allí las plántulas permanecen de 1 a 3 años y luego se sacan para trasplantarlas a un sitio permanente. A ciertas especies, después de un año se les puede cambiar a una **cama de trasplante** y dejarlas crecer por algún tiempo con mayor espaciamiento. Este procedimiento básico se usa para propagar millones de plántulas de árboles forestales, tanto de especies coníferas como deciduas.

Las plántulas producidas en el semillero de un vivero a menudo se designan con números para indicar el periodo de tiempo que han pasado en un semillero y el que han estado en una cama de trasplante. Por ejemplo, una designación 1-2 significa que se trata de una plántula que ha crecido un año en el semillero y dos en una cama de trasplante o en el campo. De manera similar, una designación 2-0 quiere decir que es una plántula que ha estado dos años en el semillero y nada en cama de trasplante.

En otros casos, los semilleros se pueden usar para producir "liners", que son plantas pequeñas que se sacan después de un año y luego se plantan ("alinean") en los surcos del vivero, usándose para el cultivo de ornamentales leñosas hasta un tamaño vendible o patrones de árboles frutales deciduos. Este procedimiento se usa en particular en donde la estación de crecimiento es corta, o para manzanas, perales y cerezos, cuyo crecimiento es relativamente lento y no están lo suficiente grandes en un año para injertarlos de yema.



Fig. 7-8 Cultivo de plántulas en semillero. Plántulas de olivo (*Olea europaea*) en Italia que están creciendo apretadas en camas sin sombrear.

CULTIVO EN SURCOS DEL VIVERO

La siembra directa en surcos separados entre sí alrededor de 1:20 m (Fig. 7-9) es el método principal que se usa para propagar patrones de la mayoría de especies de árboles frutales y de nueces. Las cultivares se injertan a la plántula en el vivero. El método se usa también para propagar árboles de sombra y arbustos ornamentales, ya sea como plántula o como injertos de cultivares selectos sobre patrones allí cultivados.



Fig. 7-9 Siembra directa en los surcos de vivero, ilustrada por plántulas de durazno cultivadas para patrones. Estas plántulas serán injertadas con yemas de durazno.

Preparación del terreno del vivero

Para el vivero se necesita un suelo fértil, bien drenado, de textura media. La preparación para la siembra puede incluir la rotación con otros cultivos y la incorporación de un abono verde, estiércol o gallinaza. (64) La fumigación de presiembra y el control de las malezas son aspectos esenciales en la mayoría de las operaciones de vivero.

El control de malezas puede facilitarse con la preparación cuidadosa de la cama de siembra, las labores de cultivo y aspersiones químicas. Existen disponibles tres métodos de control químico. La fumigación de presiembra con bromuro de metilo, cloropicrina, D-D, Vapam, vapor o similares es efectiva y también mata organismos patógenos y nematodos. Los herbicidas de preemergencia se aplican al suelo antes de que emerjan las semillas de las malezas. Los herbicidas de postemergencia se aplican como aspersiones al follaje después de que han emergido las plántulas de las malezas. Se tiene disponible una amplia gama de productos comerciales selectivos y no selectivos. Sin embargo esos materiales se deben usar con cuidado, ya que su uso inadecuado puede dañar las plantas jóvenes del vivero. No sólo deben seguirse las instrucciones del fabricante, sino que se deben hacer pruebas preliminares antes de usarlos en gran escala. (19, 74)

Epoca de siembra

Las semillas de las diferentes especies que se van a propagar se plantan en el vivero en el otoño, primavera o verano, dependiendo de las condiciones de letargo de las semillas, de sus exigencias de temperatura para la germinación, de las prácticas de manejo en el vivero y de la ubicación del mismo (si está en una área de inviernos fríos o de inviernos benignos). La época de siembra varía con varios grupos generales de semillas: (34, 53, 61)

1. Las semillas de ciertas especies (como manzano, peral, *Prunus*, tejo) requieren enfriamiento en húmedo (estratificación) y son afectadas adversamente por temperaturas de germinación elevadas (Tabla 7-1), que producen letargo secundario. Las temperaturas óptimas de germinación son de 10 a 17 °C. Las semillas de estas especies se deben plantar en el otoño, germinando a fines del invierno o a principios de primavera. Este procedimiento es en especial aconsejable en áreas de inviernos benignos. O bien las semillas se pueden estratificar durante el almacenamiento invernal y sembrarlas en primavera tan temprano como el tiempo lo permita. Este procedimiento es más probable que se use en zonas de invierno frío en donde la germinación de las semillas plantadas en otoño puede ser dañada por temperaturas muy bajas.

Una modificación del procedimiento de siembra en otoño resulta útil para semillas que tienen cubiertas duras y embriones en letargo. Estas semillas se pueden plantar en el verano o a principios del otoño para permitir una estratificación cálida de 6 a 8 semanas en el vivero, previa al enfriamiento invernal. (44, 48) Otra modificación consiste en recolectar las semillas antes de que estén completamente maduras y plantarlas sin permitir que se sequen. (48)

2. Muchas clases de semillas, incluyendo a la mayoría de las coníferas (pino, abeto, pinabete) y muchas especies deciduas de madera dura se benefician con el enfriamiento en húmedo, no germinan sino hasta que las temperaturas del suelo ascienden y no son inhibidas por las temperaturas altas del suelo. Las temperaturas óptimas de germinación son de 20 a 30 °C. Las semillas de estas especies no germinan en la estación fría de otoño o a principios de la primavera. Estas semillas se pueden manejar ya sea con siembra en otoño o con la siembra en primavera después del tratamiento de enfriamiento requerido (estratificación).
3. Las semillas de algunas especies (como acacia negra, pinabete noruego o de Colorado, olmo, chino y siberiano, alerce europeo, pino de conos espinosos y el abeto Douglas) pueden germinar en

una amplia gama de temperaturas de 15 a 32 °C. Las semillas de algunas de estas especies necesitan enfriamiento en húmedo o tienen cubiertas duras que requieren tratamientos especiales. Si se plantan en otoño en zonas frías, las semillas de este grupo pueden germinar prematuramente y las plántulas son dañadas por el frío del invierno. Se recomienda la siembra en primavera, aunque la época precisa no es tan crítica como para los otros dos grupos.

4. Las semillas de algunas especies (álamo, arce, olmo) maduran en primavera o a comienzos del verano. Estas semillas se deben plantar de inmediato, ya que su viabilidad declina con rapidez.

Cultivo de los semilleros

Un tamaño común de los semilleros es de 1 a 1.2 m de ancho, variando la longitud de acuerdo con el tamaño de la operación. Las camas pueden levantarse del nivel del suelo para asegurar un buen drenaje y en algunos casos después de la siembra se les ponen tablas laterales para conservar la forma de la cama y proporcionar apoyo para cubiertas con vidrio o tiras de sombra. Los semilleros se separan entre sí por una calle.

La semilla puede ser repartida al voleo en la superficie de la cama o plantarse con sembradoras en surcos poco separados. Por razones de economía, las semillas deben plantarse tan juntas como sea factible, sin amontonarlas, lo cual aumenta la incidencia del ahogamiento y reduce el vigor y tamaño de las plántulas, (32) conduciendo a la obtención de plantas delgadas, con sistemas radicales pequeños. Las plántulas que tienen estas características no se trasplantan bien. (31)

La densidad de siembra óptima depende principalmente de la especie, pero también de los objetivos del vivero. Para lograr que un elevado porcentaje de plántulas llegue al tamaño deseado para su colocación en el campo, pueden ser convenientes densidades bajas, pero si las plántulas van a pasarse a otras camas para que tengan un desarrollo adicional, puede resultar más práctico usar densidades mayores (obteniendo plántulas más pequeñas). Una vez que se determine la densidad deseada, la tasa de siembra se puede calcular de los datos obtenidos de una prueba de germinación y con la experiencia en ese vivero.

Se usa la fórmula siguiente: (21, 70)

$$W = \frac{A \times S}{D \times P \times G \times L}$$

en donde

- W = peso de la semilla (en gramos) a sembrar en una superficie dada.
- A = área de la superficie en decímetros cuadrados.
- S = número de plántulas vivas que se desean por decímetro cuadrado.
- D = número promedio de semillas por gramo, con el contenido de humedad que tenga al sembrarse.
- P = porcentaje medio de pureza de la semilla (expresado en decimales).
- G = porcentaje de germinación efectivo en el laboratorio (expresado en decimales).
- L = porcentaje medio de las semillas germinadas que al final de la temporada serán plantas (árboles) vivientes (expresado en decimales). Este es un factor de corrección que toma en cuenta las pérdidas esperadas según la experiencia tenida en ese vivero con la especie que se siembra.

Las semillas de un lote específico deben mezclarse prolijamente antes de sembrarlas para asegurarse que la densidad en el semillero será uniforme. Es conveniente tratarlas con un fungicida para evitar el ahogamiento. Las semillas pequeñas de coníferas pueden ser aperdigonadas para protegerlas de enfermedades, insectos, pájaros y roedores. Las semillas se siembran a mano o con máquina y la profundidad varía con la clase y el tamaño de las mismas. En general, resulta satisfactoria una profundidad de tres a cuatro tantos el tamaño de la semilla.

La aplicación de un mantillo al semillero después de la siembra ayuda a protegerlo de la desecación, formación de costra, frío y reduce el crecimiento de las malezas. (64)

Durante el primer año en el semillero, las plántulas se deben mantener en crecimiento continuo, sin que se interrumpa. Una provisión continua de humedad, los deshierbes o la aplicación de herbicidas para controlar las malezas y el combate adecuado de enfermedades e insectos contribuyen al buen crecimiento de las plántulas. De ordinario es necesario abonar con nitrógeno, en especial cuando se haya aplicado un mantillo, ya que la descomposición del material orgánico puede producir deficiencia de nitrógeno. En el caso de plantas delicadas, se pueden colocar sobre las camas cubiertas de vidrio, aunque para muchas especies una sombra de tiras es suficiente. En ciertas especies, se necesita sombrear durante la primera estación, aunque en otras la sombra sólo se necesita durante la primera parte de la temporada. En ocasiones resulta útil rociar con agua para reducir la temperatura del suelo en las horas calientes del día. (15)

Cultivos de vivero en surcos

De ordinario, la propagación de árboles frutales deciduos, de nueces y para sombra se inicia plantando semillas o plantas pequeñas en los surcos del vivero. Cuando allí mismo se van a injertar las plantas, el espaciamiento entre surcos es de alrededor de 1.2 m y entre semillas es de 8 a 10 cm de distancia (véase Fig. 7-9). Las semillas que se sabe que tienen mala germinación deben plantarse más juntas para obtener la población de plántulas deseada. Las semillas grandes (como nueces) se puede plantar a una profundidad de 10 a 15 cm; las de tamaño mediano (albaricoque, almendro, durazno y pecana) a unos 7-8 cm y las pequeñas (como ciruelo mirobalano) a unos 3-4 cm de profundidad. El espaciamiento puede variar según el tipo de suelo. Si el porcentaje de germinación es bajo y se obtiene una mala población, es posible que los árboles sobrevivientes, debido al mayor espacio, crezcan demasiado como para injertarlos de yema. Las plantas que se cultivan para su venta como plántulas sin injertar, se pueden sembrar a intervalos más cortos y hacer los surcos más juntos.

En zonas de invierno benigno (como en California), se acostumbra plantar las semillas de árboles frutales y de nueces en el otoño. (25) Las semillas se colocan a una profundidad de 2.5 a 4 cm y a una distancia de 10 a 15 cm y luego se cubren con un bordo de tierra de 15 a 20 cm de altura, en donde las semillas se quedan para estratificación durante el invierno. En primavera, justo antes de que aparezcan las plántulas se quita el bordo. Durante estos procedimientos, el control de malezas con herbicidas y la protección de las semillas contra los roedores toman importancia.

PRODUCCION DE PLANTULAS EN RECIPIENTES, BAJO TECHO

La producción de plántulas bajo techo para después trasplantarlas a un sitio permanente a la intemperie se usa bastante en la producción de flores y hortalizas, (8, 51) en la producción de

plantas leñosas para reforestación, (69) para jardinería panorámica y, a veces, para huertos. (22, 23, 36)

Tipos de sistemas

En el establecimiento inicial de plantas procedentes de semilla, en lo general, se siguen dos secuencias de operaciones:

MÉTODO DE TRASPLANTE

Las semillas se plantan en una caja o recipiente especial para su germinación y después las plántulas son "arrancadas" y trasplantadas para que se desarrollen ya sea en una caja de trasplante, con mayor espaciamiento, o a recipientes individuales en donde permanecen hasta que se les trasplante al exterior. Este procedimiento hace posible optimizar las condiciones ambientales para la germinación de las semillas, que pueden ser diferentes de las necesarias para el crecimiento de las plántulas. También permite la selección de las plántulas para mejorar la uniformidad y el espaciamiento. El método de trasplante se usa con mayor amplitud con semillas pequeñas, con las cuales no sería práctica la siembra directa.

Por otra parte, el trasplante es intensivo en exigencias de mano de obra y, por tanto, costoso. Cada trasplante provoca un "choque de trasplante", que puede dañar a las raíces, retardar el crecimiento y aumentar el tiempo total de producción.

SIEMBRA DIRECTA

Las semillas se pueden colocar al espaciamiento deseado en una caja de siembra o directamente en un recipiente individual. La siembra directa se usa en su mayor parte para semillas de tamaño mediano o grande, como aquellas de la mayoría de las plantas leñosas o en las que el trasplante resulta en particular dañino, como en las cucurbitáceas. Para semillas pequeñas se han desarrollado equipos especiales de siembra. Las semillas aperdigonadas, en cintas o pregerminadas son alternativas que permiten omitir el paso del trasplante. El procedimiento requiere semillas de alta calidad que germinen casi el 100%, con tasas uniformes de germinación.

Recipientes

El recipiente más común es la caja estándar de invernadero, de madera o de plástico, disponible en varios tamaños. El segundo tipo de empleo más general es el recipiente individual en el cual cada plántula tiene su propio cepellón. Estos recipientes se pueden obtener en varios tamaños y de diversos materiales, incluyendo plásticos, musgo turboso, papel y madera. Un tipo común para la producción de plantas de cantero es el Cell-Pak, en el cual cada una de las "celdillas" individuales de plástico están unidas para mayor comodidad en su manejo. En el Cap. 2 se describen diversos tipos de recipientes.

Para las plántulas de árboles se necesitan recipientes individuales más grandes y los hay disponibles de muchas clases. (29) La forma y el tamaño pueden afectar al sistema radical y fundamentalmente la supervivencia de la planta. En recipientes cilíndricos, las raíces laterales

pueden crecer a su alrededor en un patrón circular y envolver la raíz primaria. Si dichas raíces no se suprimen, es posible que circunden después a la planta, cuando se les coloque en su sitio permanente (68) (véase Fig. 2-19). Un recipiente mejor es uno de esquinas rectangulares, como los envases de cartón parafinado para la leche, (13) ya que las raíces tienden a crecer hacia abajo en las esquinas. Para varias especies resulta óptima una profundidad de 23 a 30 cm, con una sección de 6.5 x 6.5 cm. (12) Existen disponibles varios otros recipientes con surcos verticales que dirigen hacia abajo el crecimiento de las raíces (véase Fig. 2-13).

Un recipiente con fondo abierto, colocado sobre una tela de alambre resulta ideal para que la raíz primaria se "pode al aire" y se estimule el desarrollo de las raíces laterales.

Instalaciones

La producción de plántulas bajo techo se hace en distintos tipos de estructuras, incluyendo invernaderos, camas frías y camas calientes, como se describió en el Cap. 2.

Algunos productores de plantas para canteros tienen cuartos de crecimiento especiales, en los cuales las cajas con semillas son colocadas en carros o anaqueles en una área encerrada y sujeta a condiciones ambientales controladas. Estas instalaciones se usan durante el periodo de germinación, que de ordinario dura las primeras dos o tres semanas. Luego las cajas se cambian al invernadero o área de crecimiento, en donde, por lo general, se trasplantan.

Los cuartos de crecimiento necesitan iluminación controlada (duración del día e intensidad) y pueden incluir el control de la humedad relativa, fertilización con bióxido de carbono, riego y fertilización. (58) En condiciones apropiadas un horticultor puede obtener no sólo una germinación rápida y uniforme sino también plántulas sanas con excelente capacidad para trasplantarlas sin que se reduzca su crecimiento.

Propagación de plantas herbáceas para cantero

MEDIO

El medio de germinación de las semillas de plantas herbáceas para cantero debe retener humedad pero al mismo tiempo proporcionar buen drenaje y aeración. El pH debe ser neutral y el contenido de sales solubles debe ser bajo. Debe haber presentes algunos nutrientes, en particular fósforo y calcio. Se pueden usar las mezclas ordinarias de suelo, por ejemplo, partes iguales de suelo, arena y turba. Estas han sido sustituidas en gran parte por mezclas especiales que no contienen tierra; formadas por componentes tales como musgo turboso, perlita, corteza molida, serrín y vermiculita, fortificadas con nutrientes minerales o fertilizantes de liberación lenta (véase Cap. 2). Estas mezclas se obtienen en el comercio y son usadas en grandes cantidades por los productores de plantas para canteros. La mezcla debe tener un drenaje excelente para impedir el ahogamiento y reducir la formación de costras. Para evitar el ahogamiento, a veces se entierra con cuidado en la superficie del medio una capa de arena estéril (6 mm). El musgo esfagnífero detiene el ahogamiento y es un medio de germinación efectivo. Para las semillas pequeñas se debe usar un medio más fino y compacto que el que se utiliza para semillas más grandes. Las cajas para las semillas y el medio deben pasteurizarse y las semillas se deben tratar contra organismos patógenos (véase Cap. 2).

Las cajas para semillas deben llenarse por completo y el medio se debe hacer penetrar con cuidado en las esquinas; el exceso de medio se debe quitar pasando una regla por arriba (Fig.

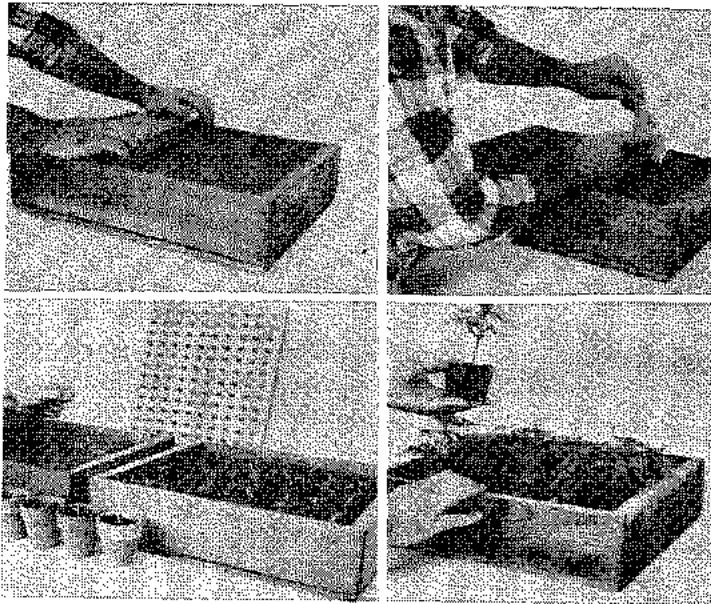


Fig. 7-10 Pasos seguidos en la producción de plántulas en invernaderos. Arriba, izquierda: el medio de suelo se compacta para eliminar las bolsas de aire. Arriba, derecha: se planta la semilla en surcos muy someros (o en la superficie, si es muy pequeña). Abajo, izquierda: cuando las plántulas tienen las primeras hojas verdaderas, se arrancan para pasarlas con mayor espaciamento a la caja de trasplante o a recipientes individuales. La tabla con clavijas que se ve al fondo es útil para obtener un espaciamento uniforme. Abajo, derecha: después de endurecidas, las plántulas se trasplantan al jardín o a otro sitio permanente. Para evitar disturbar el sistema radical, la planta se saca de la caja con un cubo de tierra.

7-10). Luego el medio se aprieta con un bloque de madera para proporcionar una cama para las semillas uniformemente maciza hasta una profundidad de unos 12 mm abajo de la parte superior de la caja. La Caja se debe regar desde arriba o remojarse con anterioridad y escurrirse. Algunos medios, como la vermiculita, no deben compactarse.

Las semillas se pueden esparcir en la superficie al voleo o sembrarse en surcos. Para semillas más grandes se puede emplear equipo de siembra. Las ventajas de sembrar en surcos son la reducción del ahogamiento, mejor aeración, más facilidad de trasplante y menos secamiento.

La siembra muy densa estimula el ahogamiento, dificulta el trasplante y produce plántulas más débiles y poco uniformes. Las tasas recomendadas son de 1000 a 1200 semillas por caja de 29 x 54 cm en especies de semillas pequeñas (como petunia) y de 750 a 1000 semillas más grandes. Las semillas pequeñas se espolvorean en la superficie; las de tamaño mediano se cubren ligeramente con una capa de alrededor del mismo espesor que el diámetro de las semillas y las grandes se pueden plantar a una profundidad de dos a tres tantos su diámetro mínimo.

HUMEDAD

Es esencial mantener las condiciones apropiadas de humedad durante el periodo de germinación, de manera que el medio no se seque en ningún tiempo ni que permanezca tan húmedo que el ahogamiento se convierta en un problema. Las cajas de semillas pueden tenerse en

tiendas de polietileno (véase Fig. 2-10), o en operaciones pequeñas cubrirse con vidrio o plástico para evitar que se seque la superficie. Un método alterno es usar un sistema de aspersión de niebla intermitente para proporcionar durante el día ocho segundos de agua cada diez minutos. Las cajas cubiertas no deben exponerse a la luz directa del Sol, ya que el calentamiento excesivo perjudica a las plántulas.

TEMPERATURA

Durante la germinación el factor más importante a controlar es el mantenimiento de la temperatura apropiada. La temperatura óptima depende de la especie en particular y en ocasiones de la cultivar. Lo anterior se trata ampliamente en el Cap. 6. En general, una temperatura diaria alternante de 20 a 30 °C es óptima para semillas que *requiere temperaturas cálidas* y para especies *tolerantes de temperaturas frescas*. Las alternaciones son de 20 °C durante 16 h y 30 °C durante 8 h. Para semillas de especies que *requieren temperaturas bajas*, la temperatura de germinación debe ser de unos 20 °C o menos.

Para ciertas clases de semillas es necesario proporcionar luz.

TRASPLANTE

El tiempo requerido para la germinación puede variar de una a tres semanas. Cuando han aparecido las primeras hojas verdaderas, las plántulas deben trasplantarse. Las cajas o recipientes de siembra directa se deben cambiar a una temperatura más baja para que las plántulas endurezcan debidamente.

Las cajas o recipientes para trasplante se llenan con un medio de crecimiento y se manejan en la misma forma que las cajas para semillas. Con un pequeño plantador se hacen hoyos en el medio a la distancia debida. En cada hoyo se insertan las raíces de una plántula pequeña y se aprieta el medio a su alrededor para proporcionar un buen contacto. Con frecuencia se utilizan tablas plantadoras para hacer en una caja todos los hoyos a la vez. Tan pronto como se llena la caja, se riega adecuadamente.

CULTIVO DE LAS PLÁNTULAS

Una vez que han germinado las semillas y se han trasplantado las plántulas, los objetivos principales de la producción son impedir el ahogamiento y desarrollar plantas macizas, vigorosas, capaces de poder volver a ser trasplantadas con poco detrimento en su desarrollo. El procedimiento usual es cambiar las cajas a temperaturas bajas (10 °C o menos) y exponerlas a buena luz. Las altas temperaturas y la luz escasa tienden a producir plantas delgadas y alargadas que no sobreviven al trasplante (véase Fig. 7-11). Ese crecimiento es llamado "alargamiento".

Una vez que el sistema radical se ha desarrollado lo suficiente para crecer en el medio, se puede programar el riego de tal manera que el medio se conserve algo seco en la superficie pero húmedo abajo. Este riego previene la ocurrencia de ahogamiento y produce plántulas fuertes.

Producción de plántulas de plantas leñosas

La producción en recipientes de plántulas de árboles y arbustos abarca dos actividades principales: la producción de árboles para jardinería panorámica o de plantas frutales o de nueces y la producción en masa de pequeñas plántulas para reforestación.

Fig. 7-11 Plantas de tomate listas para el trasplante. Las dos plantas de la izquierda son delgadas y no sirven para trasplantarse. Las tres de la derecha son plantas sanas, bien formadas, adecuadas para el trasplante. La última muestra el efecto de espacio suficiente y de buenas condiciones de cultivo. De la Calif. Agr. Ext. Cir. 167.



Las plántulas de árboles ornamentales y frutales se inician en cajas de germinación y luego se trasplantan a una caja de trasplante o a un recipiente pequeño. Después se cambian a recipientes un poco más grandes o bien a recipientes en donde permanecerán hasta que se les trasplante al exterior.

Con este sistema la poda de las raíces es esencial para inducir la formación de un buen sistema radical. La poda de las raíces debe hacerse en el primer trasplante, poco después de que las raíces hayan llegado al fondo de la caja. (27, 28) Otra poda se hace cuando estas plantas se vuelven a trasplantar y debe hacerse cuando las raíces salen de la maceta alrededor de unos 2.5 cm. Esas raíces se suprimen. Cualquier retraso en el trasplante, en ambas etapas, o la omisión de la poda de las raíces, aumentará la incidencia de la formación de malos sistemas radicales. Las cajas con fondo de tela de alambre de cobre o de plástico (22), o algunos sostenes estimulan la formación de raíces laterales.

La segunda actividad que se realiza en la producción de plantas leñosas es la propagación en masa de plántulas pequeñas para usarlas en reforestación (46, 69) o para plantarlas en camas a la intemperie para que crezcan uno o dos años más. (60) Invariablemente las semillas se plantan directamente en varios tipos de recipientes pequeños individualizados, de ordinario angostos y relativamente profundos. Estos pueden ser de plástico, de los cuales se saca la planta con el medio y se coloca en su lugar definitivo (véase Fig. 2-13) o pueden ser recipientes hechos de sustancias como bloques de turba o de fibra que se plantan junto con la plántula (véase fig. 2-14).

Trasplante al lugar permanente

El paso final de la producción de plántulas bajo techo es trasplantarlas a su sitio definitivo. (51, 52) Las plántulas pueden trasplantarse ya sea a raíz desnuda, como se acostumbra con muchas hortalizas, o con un cepellón que contiene las raíces (véase Fig. 7-12).

En los trasplantes a raíz desnuda siempre hay *daño de raíces* y *choque de trasplante*, que detienen el crecimiento. El uso de un cepellón reduce el choque de trasplante, dependiendo esa reducción del grado en que se hayan disturbado las raíces. En ambos casos, el éxito en el trasplante depende en gran parte del manejo previo de las plantas. La operación requiere que

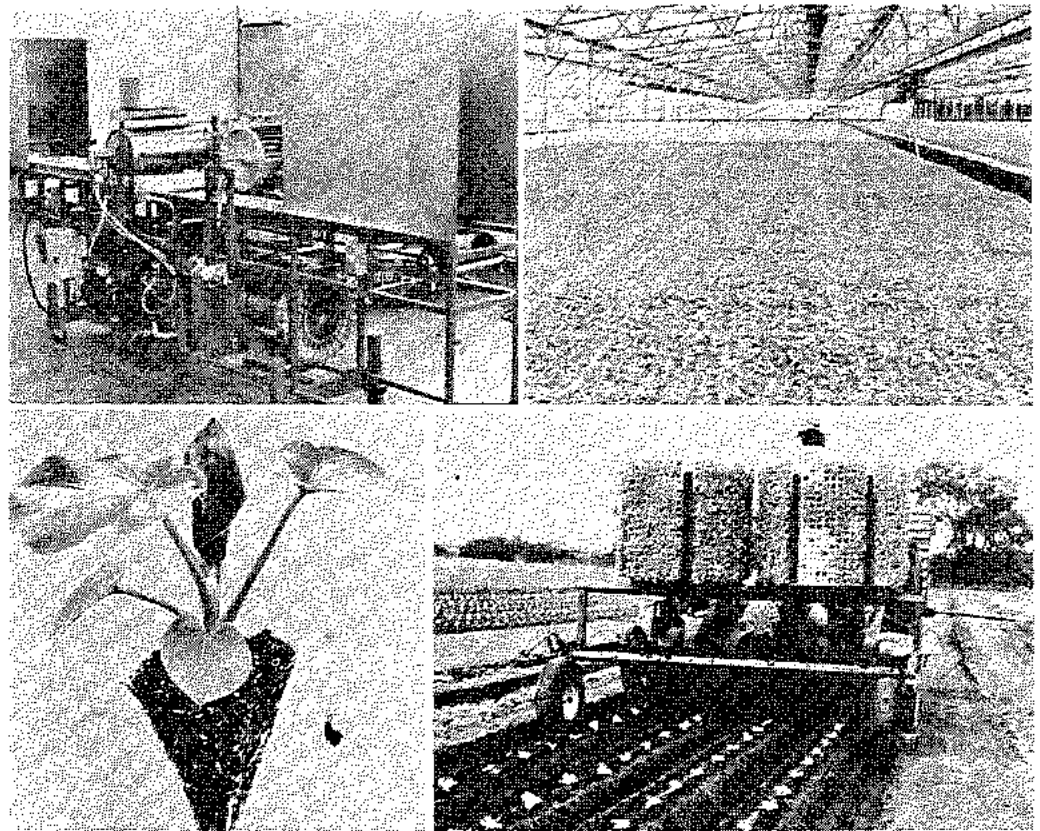


Fig. 7-12 Producción mecanizada de plántulas usando el sistema Speedling. Arriba, izquierda: sembradora mecanizada. Arriba, derecha: invernadero abierto con riego automático. Abajo, izquierda: plántulas para trasplante con su cepellón característico. Abajo, derecha: trasplante mecanizado usando cajas especiales. Cortesía de George Todd, Sr., Tomado de Speedling system, 1981. Proc. Intern. Plant Prop. Soc. 31: 612-16.

las plantas se hagan "endurecer" antes de pasarlas a campo abierto. El endurecimiento implica una detención del crecimiento que conduce a la acumulación de carbohidratos, lo cual hace que la planta sea más capaz de resistir condiciones ambientales adversas. Este proceso sólo puede realizarse reteniendo temporalmente el riego, reduciendo la temperatura y cambiando las plantas gradualmente del invernadero o la cama caliente al ambiente de su sitio permanente. Las cajas de plántulas pueden cambiarse a una cama fría o a un sombreadero y dejarse allí de siete a diez días antes de pasarlas al campo.

A las plantas de árboles y arbustos se les debe dejar que detengan su crecimiento, entren en letargo y desarrollen una yema terminal. Cualquier iluminación complementaria puede ser reducida a días cortos y retener pero no eliminar el agua.

Antes de cambiarlas al campo, las plantas se deben regar en abundancia. La plantación se hace en el campo a mano o, en la mayoría de los casos, con máquinas trasplantadoras. Durante el trasplante es conveniente retener alrededor de las raíces tanto suelo como sea práctico, a fin de evitar el disturbio del sistema radical. Después, las plantas se deben regar copiosamente.

De ser posible, durante los primeros días se debe proporcionar una sombra temporal, hasta que las plantas se establezcan. Deben regarse según sea necesario para evitar que se marchiten.

En ocasiones el uso de soluciones "estimulantes" o "iniciadoras" que contienen nitrógeno, fósforo y potasio, poco antes o después del trasplante resulta beneficioso para el establecimiento de las plantas en el campo. Esas soluciones deben usarse con cuidado, ya que en la época de trasplante el suelo está seco y se formarán concentraciones altas de fertilizantes que dañan a las plantas.

BIBLIOGRAFIA

1. Aldous, J. R. 1972. Nursery practice. *For. Comm. Bul. 43*. London: Her Majesty's Stationery Office.
2. Allison C. J. 1980. X-ray determination of horticultural seed quality. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:78-86.
3. Anonymous. 1975. Seed testing regulations under the Federal Seed Act. *U. S. Dept. Agr., Agr. Mark. Ser.*, 184 pp.
4. Assoc. Off. Seed Anal. 1978. Rules for seed testing. *Jour. Seed Tech.* 3(3):1-126.
5. Baker, K. F. 1962. Thermotherapy of planting material. *Phytopathology* 52:1244-55.
6. ———. 1972. Seed pathology. In *Seed biology*, Vol. 2, T. T. Kozlowski, ed. New York: Academic Press.
7. Baker, K. F., and P. A. Chandler. 1957. Development and maintenance of healthy planting stock. In *The U. C. system for producing healthy container-grown plants*, K. F. Baker, ed. Calif. Agr. Exp. Sta. Man. 23, pp. 217-36.
8. Ball, V., ed. 1972. *The Ball red book* (12th ed.). Chicago: Geo. J. Ball, Inc.
9. Bonner, F. T. 1974. Seed testing. In *Seeds of woody plants in the United States*, C. S. Schopmeyer, ed. U.S. Dept. Agr. Handbook No. 450, pp. 136-52.
10. Carville, L. 1978. Seed bed production in Rhode Island. *Proc. Int. Plant Prop. Soc.* 28:114-17.
11. Chan, F. J., R. W. Harris, and A. T. Leiser. 1971. Direct seeding of woody plants in the landscape. *Univ. of Calif. Ext. Ser. AXT-n27*.
12. Copeland, L. O. 1976. *Principles of seed science and technology*. Minneapolis: Burgess.
13. Davis, R. E., and C. E. Whitcomb. 1975. Effects of propagation container size on development of high quality seedlings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:448-53.
14. Deer, H. J., and W. F. Mann, Jr. 1971. *Direct seedling pines in the South*. U.S. Agr. Handbook No. 391. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.
15. Eden, C. J. 1962. Conifer seed—from cone to seed bed. *Proc. Plant Prop. Soc.* 12:208-14.
16. ———. 1965. Use of X-ray technique for determining sound seed. *U.S. Forest Service, Tree Planters' Notes* 72:25-27.
17. Edwards, D. G. W. 1981. Improving seed germination in *Abies*. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31:69-78.
18. Ellis, J. E. 1965. Prevention of stand losses in tomato due to soil crust formation. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 87:433-37.
19. Elmore, C. 1971. Management of undesirable plants in ornamental containers and ground covers. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 21:184-90.

20. Flemion, F. 1938. A rapid method for determining the viability of dormant seeds. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 9:339-51.
21. Fordham, D., 1976. Production of plants from seed. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:139-45.
22. Frolich, E. F. 1971. The use of screen bottom flats for seedling production. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 21:79-80.
23. Garner, R. S., and S. A. Chaudhri. 1976. The propagation of tropical fruit trees. *Hort. Rev.* No. 4. East Malling, England: Commonwealth Bureau of Hort. and Plant Crops.
24. Gray, D. 1981. Fluid drilling of vegetable seeds. *Hort. Rev.* 3:1-27.
25. Hall, T. 1975. Propagation of walnuts, almonds and pistachios in California. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:53-57.
26. Hansen, E. W., E. D. Hansing, and W. T. Schroeder. 1961. Seed treatments for control of disease. In *Seeds: Yearbook of agriculture*. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office, pp. 272-80.
27. Harris, R. W., W. B. Davis, N. W. Stice, and D. Long. 1971. Root pruning improves nursery tree quality. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 96:105-9.
28. ———. 1971. Influence of transplanting time in nursery production. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 96:109-10.
29. Hart, J. W., and J. W. Hanover. 1979. Practical requirements for controlled environment nursery stock production. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:304-13.
30. Heit, C. E. 1955. The excised embryo method for testing germination quality of dormant seed. *Proc. Assn. Off. Seed Anal.* 45:108-17.
31. ———. 1964. The importance of quality, germinative characteristics and source for successful seed propagation and plant production. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:74-85.
32. ———. 1967. Propagation from seed, Part 5. Control of seedling density. *Amer. Nurs.* 125(8):14-15, 56-59.
33. ———. 1967. Propagation from seed, Part 6. Hardseededness, a critical factor. *Amer. Nurs.* 125(10):10-12, 88-96.
34. ———. n.d. Thirty five years testing of tree and shrub seed. *New York Agr. Exp. Sta. (Geneva) Mimeographed leaflet.*
35. International Seed Testing Association. 1976. International rules for seed testing. *Seed Sci. and Tech.* 4:114-77.
36. Joley, L. E., and K. W. Opitz. 1971. Further experiments with propagation of *Pistacia*. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 21:67-76.
37. Hoyle, B. J., H. Yamada, and T. D. Hoyle. 1972. Aggresizing—to eliminate objectionable soil clods. *Calif. Agr.* 26(11):3-5.
38. Justice, O. L. 1972. Essentials of seed testing. In *Seed biology*, Vol. 3, T. T. Kozlowski, ed. New York: Academic Press.
39. Kamra, S. K. 1964. The use of x-rays in seed testing. *Proc. Inter. Seed Testing Assn.* 29:71-79.
40. Khan, A. A. 1978. Incorporation of bioactive chemicals into seeds to alleviate environmental stress. *Acta Hort.* 83:225-34.
41. Khan, A. A., K. Tao, J. S. Knypl, and B. Berkowska. 1978. Osmoconditioning of seeds: Physiological and biochemical changes. *Acta Hort.* 83:267-77.
42. Kozlowski, T. T. 1971. *Growth and development of trees*, Vol. 1. New York: Academic Press.

43. Lakon, G. 1949. The topographical tetrazolium method for determining the germinating capacity of seeds. *Plant Phys.* 24:389-94.
44. Lawyer, E. M. 1978. Seed germination of stone fruits. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:106-9.
45. Leukel, R. W. 1953. Treating seeds to prevent diseases. In *Plant diseases: Yearbook of agriculture*. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office, pp. 134-45.
46. Maclean, N. M. 1968. Propagation of trees by tube technique. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 18:303-9.
47. MacKay, D. B. 1972. The measurement of viability. In *Viability of seeds*, E. H. Roberts, ed. Syracuse, N.Y.: Syracuse Univ. Press.
48. Mastalerz, J. W. 1976. *Bedding plants*. University Park, Pa.: Pennsylvania Flower Growers.
49. Maude, R. B. 1978. Seed treatments for pest and disease control. *Acta Hort.* 83:205-12.
50. McDonald, M. B., Jr. 1980. Assessment of seed quality. *HortScience* 15:784-88.
51. McKee, J. M. T. 1981. Physiological aspects of transplanting vegetables and other crops. I. Factors which influence re-establishment. *Hort. Abstracts* 51(5):265-72.
52. ———. 1981. Physiological aspects of transplanting vegetables and other crops. II. Methods used to improve transplant establishment. *Hort. Abstracts* 51(6):355-68.
53. McMillan-Browse, P. D. A. 1978. Stratification—a detail of technique. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:191-92.
54. ———. 1979. *Hardy woody plants from seed*. London: Grower Books.
55. Mechel, B. E., and M. R. Kaufmann. 1973. The osmotic potential of polyethylene glycol 6000. *Plant Phys.* 51:914-16.
56. Mikkelsen, D. S., and M. N. Sinah. 1961. Germination inhibition in *Oryza sativa* and control by preplanting soaking treatments. *Crop Sci.* 1:332-35.
57. Moore, R. P. 1973. Tetrazolium staining for assessing seed quality. In *Seed ecology*, W. Heydecker, ed. London: Butterworth, pp. 347-66.
58. Poynter, M. J. 1978. Building and using a growing room for seed germination of bedding plants. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:109-14.
59. Rudolf, P. O. 1965. State tree seed legislation. *U.S. Forest Service, Tree Planters' Notes* 72:1-2.
60. Schalla, S. L., and K. Doughton. 1978. Transplanting the Douglas fir plug. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:177-84.
61. Schubert, G. H., and R. S. Adams. 1971. *Reforestation practices for conifers in California*. Sacramento: Div. of Forestry.
62. Sharples, G. C. 1981. Lettuce seed coating for enhanced seedling emergence. *Hort-Science* 16:661-62.
63. Simak, M. 1957. The x-ray contrast method for seed testing. *Medd. f. Stat. skogsforssr. Inst.* 47(4):1-22.
64. Steavenson, H. 1979. Maximizing seedling growth under midwest conditions. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:66-71.
65. Stuke, W. 1960. Seed and seed handling techniques in production of walnut seedlings. *Proc. Plant Prop. Soc.* 10:274-77.
66. Suszka, B. 1978. Germination of tree seed stored in a partially after-ripened condition. *Acta Hort.* 83:181-88.

67. Thomson, J. R. 1979. *An introduction to seed technology*. New York: John Wiley.
68. Tinus, R. W. 1978. Root system configuration is important to long tree life. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:58-62.
69. Tinus, R. W., and S. E. McDonald. 1979. *How to grow tree seedlings in containers in greenhouses*. USDA For. Ser. Gen. Tech. Rpt. RM-60.
70. U.S. Dept. of Agriculture, Forest Service. 1974. *Seeds of woody plants in the United States*. C. S. Schopmeyer, ed. Agr. Handbook No. 450.
71. ———. 1952. *Manual for testing agriculture and vegetable seeds*. USDA Agr. Handbook No. 30. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.
72. Vaartaja, O. 1964. Chemical treatment of seed beds to control nursery diseases. *Bot. Rev.* 30:1-91.
73. Vanstone, D. E. 1978. Basswood (*Tilia americana* L.) seed germination. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:566-69.
74. Wakeley, P. C. 1954. Planting the southern pines. *USDA Monograph No. 18*. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.
75. Weaver, R. J. 1972. *Plant growth substances in agriculture*. San Francisco: W. H. Freeman & Co. Publishers.
76. Western Forest Tree Seed Council. 1966. *Sampling and service testing western conifer seeds*. Portland, Ore.: Western Forestry and Conservation Association, 36 pp.
77. Wilcox, G. E., and P. E. Johnson. 1971. An integrated tomato seedling system. *Hort-Science* 6:214-16.
78. Williams, R. D., and R. R. Romanowski. 1972. Vermiculite and activated carbon adsorbents protect direct-seeded tomatoes from partially selective herbicides. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 97:245-49.
79. Wilson, J. K. 1915. Calcium hypochlorite as a seed sterilizer. *Amer. Jour. Bot.* 2:420-27.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- ALDOUS, J. R. 1972. Nursery practice. *Forestry Commission Bulletin 43*. London: Her Majesty's Stationery Office.
- ASSOCIATION OF OFFICIAL SEED ANALYSTS. Proceedings of Annual Meetings.
- BALL, V., ed. 1976. *The Ball red book* (13th ed.). Chicago: Geo. J. Ball, Inc.
- BEDDING PLANTS, INC. Proceedings of Annual Conference.
- GRAY, D. 1981. Fluid drilling of vegetable seeds. *Hort. Rev.* 3:1-27.
- INTERNATIONAL PLANT PROPAGATORS' SOCIETY. Proceedings of Annual Meetings.
- INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOC. *Jour. Seed Technology*. Annual.
- MASTALERZ, J. W. 1976. *Bedding plants*. University Park, Pa.: Pennsylvania Flower Growers.
- McMILLAN-BROWSE, P. D. A. 1979. *Hardy woody plants from seed*. London: Grower Books.
- SCHOPMEYER, C. S., ed. 1974. *Seeds of woody plants of the United States*. U.S. For. Ser. Agr. Handbook No. 450.
- STOECKELER, J. H., and P. E. SLABAUGH. 1965. *Conifer nursery practice in the prairie states*. U.S. Dept. Agr. Handbook No. 279.
- THOMSON, J. R. 1979. *An introduction to seed technology*. New York: John Wiley.

TINUS, R. W., and S. E. McDONALD. 1979. *How to grow tree seedlings in containers in greenhouses*. USDA For. Ser. Gen. Tech. Rpt. RM-60.

U.S. DEPT. OF AGRICULTURE. 1952. *Manual for testing agricultural and vegetable seeds*. U.S. Dept. Agr. Handbook No. 30.

———. 1961. *Seeds: Yearbook of agriculture*. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.

7

Técnicas para la Propagación por Semillas

La propagación por semillas implica el manejo cuidadoso de las condiciones de germinación y de las instalaciones, así como el conocimiento de los requerimientos de las especies de semillas individuales. Su éxito depende del grado en que se satisfagan las siguientes condiciones:

(a) La semilla debe mantener la cultivar o especie que el propagador desea cultivar. Esto puede lograrse obteniendo semilla de un comerciante de confianza, comprando semilla certificada o, si produce su propia semilla, siguiendo los principios de selección de semillas descritos en el Cap. 4.

(b) La semilla debe ser viable y capaz de germinar. Debe germinar con rapidez y vigor para resistir en la almáciga posibles condiciones adversas. La viabilidad se puede determinar mediante pruebas, pero el vigor es difícil de predecir.

(c) Se debe superar cualquier condición de letargo que pudiera inhibir la germinación aplicando los tratamientos de pregerminación adecuados. El propagador debe conocer los requerimientos de la semilla que maneja. Una prueba de germinación es útil para conocer la necesidad de cualquier tratamiento de pregerminación. En ausencia de conocimiento específico, el propagador debe tratar de duplicar las condiciones ambientales naturales asociadas con la germinación de la semilla de la especie de planta en particular.

(d) Suponiendo que la semilla sea capaz de germinar con prontitud, el éxito de la propagación depende de proporcionar las condiciones ambientales debidas: humedad, temperatura, oxígeno, luz u oscuridad, a la semilla y a las plántulas resultantes hasta que se establezcan bien. Un ambiente apropiado incluye el combate de enfermedades e insectos.

ENSAYE DE SEMILLAS

La semilla de buena calidad tiene las siguientes características: Es, genéticamente, fiel a la especie o la cultivar; capaz de una germinación elevada; está libre de enfermedades e insectos y de mezclas con semillas de otros cultivos, semillas de malezas y de material inerte y extraño. La capacidad de germinación y la pureza de la semilla pueden determinarse haciendo un ensayo de una pequeña muestra representativa tomada del lote de semillas que se trate. (4, 38, 71)

En los EUA, las leyes estables regulan los embarques y la venta de semilla agrícola y hortícola dentro del estado. Las semillas que entran al comercio interestatal o aquellas que son enviadas del extranjero están regidas por la Federal Seed Act (Ley Federal de Semillas) expedida en 1939. (3) Esas disposiciones requieren que el remitente o embarcador de semillas producidas comercialmente las etiquete indicando nombre y cultivar, origen, porcentaje de germinación y de semilla pura, semillas de otros cultivos, semillas de malezas y materia inerte. Las disposiciones pueden establecer normas mínimas de calidad, porcentaje de germinación y ausencia de semillas de malezas. El embarque de semillas de árboles en ciertos estados (59) y países europeos está regulado por ley.

El ensaye de semillas proporciona información para cubrir las normas legales, determina la calidad de la semilla y permite establecer la densidad de siembra para obtener una población de plántulas dada. Cuando las semillas se han almacenado durante un período de tiempo prolongado, es conveniente volver a ensayarlas.

El Departamento de Agricultura de los EUA ha establecido los procedimientos para el ensaye de semillas agrícolas y hortícolas con relación a la Federal Seed Act. (3, 71) La Association of Official Seed Analysts también publica procedimientos para el ensaye de esas semillas, además de otras de muchas flores, árboles y arbustos. (4) La International Seed Testing Association ha publicado reglas internacionales para el ensaye de semillas de diversas especies de árboles, arbustos, de campo y de hortalizas. (35) También el Western Forest Seed Council ha publicado procedimientos para el ensaye de semillas de árboles. (76)

Muestreo

El primer paso en el ensaye de semillas es obtener una muestra uniforme representativa de todo el lote. De partes uniformemente distribuidas del lote se toman **muestras primarias** del mismo tamaño, como una muestra de cada uno de los sacos en lotes de menos de cinco sacos o de cada quinto saco en lotes mayores. Las muestras de semilla así tomadas se mezclan prolijamente para formar una **mezcla compuesta** y una porción representativa de ella se usa como **muestra enviada para ensaye**. Esta muestra se subdivide en lotes más pequeños para obtener la **muestra de trabajo**; esto es, la muestra en que se efectuará el ensaye. La cantidad de semilla requerida para la muestra de trabajo varía según la clase de semillas y es especificada en las Reglas para el Ensaye de Semillas.

Determinación de la pureza

La **pureza** es el porcentaje en peso de "semillas puras" presentes en la muestra. La designación **semilla pura** se refiere a la especie, cultivar o tipo de semilla que está presente en forma principal en el lote. Después que se ha pesado la muestra de trabajo, se divide visualmente en: (a) la semilla pura de la clase en consideración; (b) semillas de otros cultivos, (c) semillas de malezas, (d) material inerte, incluyendo estructuras de tipo semilla, semillas vanas o quebradas, cascabillo, tierra, piedras y otras basuras (véase Fig. 7-1). En algunos casos, es posible comprobar la genuinidad de la semilla o si corresponden fielmente a la cultivar o especie mediante inspección visual. Sin embargo, a menudo la identificación sólo puede hacerse cultivando las semillas y observando las plantas. En el momento de hacer el ensaye de pureza, se puede calcular

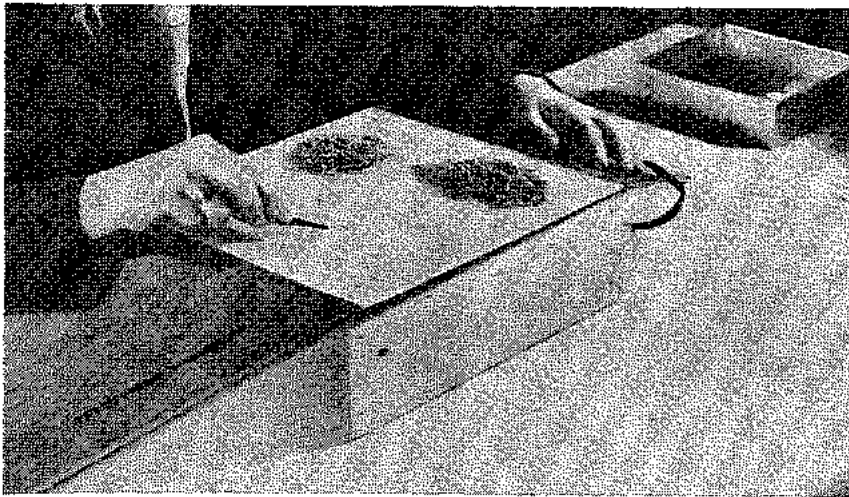


Fig. 7-1 La pureza de las semillas se determina mediante el examen visual de las semillas individuales en una muestra pesada tomada del lote mayor que se estudia. Las impurezas pueden incluir semillas de otros cultivos, semillas de malezas y material extraño, inerte. Cortesía de E. L. Erickson Products, Brookings, S.D.

el número de semillas por peso unitario (gramo, kilogramo). Estos datos son necesarios como guía para las densidades de siembra.

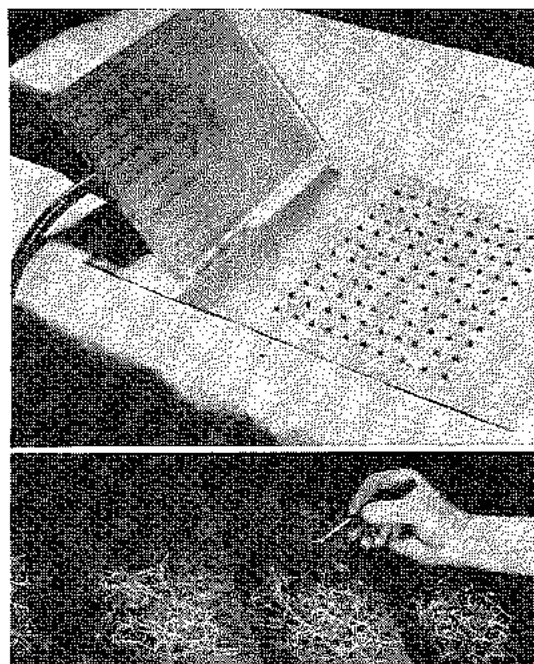
Determinación de la humedad

El contenido de humedad se determina por la pérdida de peso cuando una muestra se seca en condiciones estandarizadas. (67) Para muchas clases de semillas se utiliza el método de secado al horno a 130°C durante una a cuatro horas. Para semillas oleaginosas se necesitan 17 h a 103 °C (67) y para ciertas clases de semillas que pierden aceite a esa temperatura (como las de abeto, cedro, haya, pinabete, pino, Tsuga) se aplica un método de destilación con tolueno. Para efectuar determinaciones rápidas de humedad se pueden utilizar varios tipos de medidores electrónicos. (9)

Determinación de la viabilidad

La viabilidad puede determinarse por varias pruebas, siendo las más importantes las de la **germinación directa**, de **embrión separado** y la de **tetrazolio**. En la prueba de **germinación directa**, el **porcentaje de germinación** se determina por la cantidad de plántulas normales producidas por la semilla pura de la clase que se examina. Para obtener una buena prueba, es aconsejable usar cuando menos 400 semillas, tomadas al azar, divididas en lotes de 100 cada uno. Si cualquiera de esos dos lotes difieren en más de 10%, se debe repetir la prueba. De otro modo, el promedio de las cuatro pruebas es el porcentaje de germinación (véase Fig. 7-2).

Fig. 7-2 Prueba de germinación de semillas. *Arriba:* se colocan 100 semillas de la muestra para ensaye sobre un papel secante mojado. En este caso la colocación de las semillas con uniformidad y precisión se hace posible con el uso de un contador automático de vacío. *Abajo:* después de una permanencia de una o dos semanas en la germinadora, se cuenta el número de semillas germinadas. Nótese que esta prueba consta de cuatro lotes de 100 semillas cada uno. Cortesía de E.L. Erickson Products, Brookings, S. D.



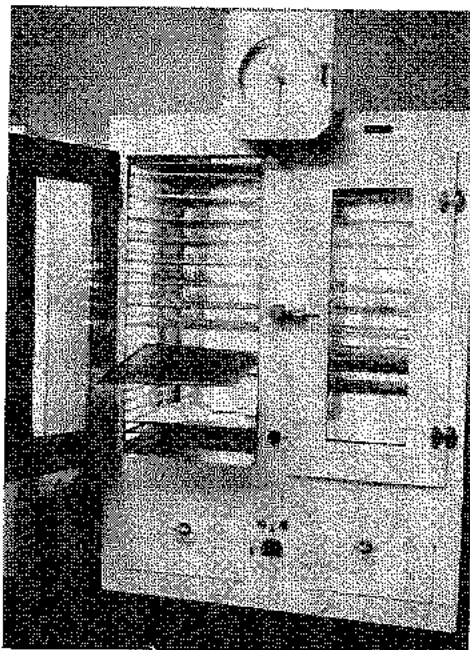
PRUEBAS DE GERMINACIÓN DIRECTAS

En una prueba de germinación estándar, las semillas se colocan en condiciones ideales de luz y temperatura para inducir la germinación (Fig. 7-3). Las condiciones requeridas para llenar los requisitos legales se especifican en las normas para ensaye de semillas, las cuales pueden incluir tipo de prueba, condiciones ambientales y duración de las pruebas.

En los laboratorios para ensaye de semillas se emplean varias técnicas para germinar las semillas. Las semillas pequeñas se colocan en charolas de germinación (que no sean de acero galvanizado, que contiene sales de zinc tóxicas). También resultan útiles las cajas de plástico, las cajas de cartón encerado o las de Petri cubiertas. El papel absorbente se corta en dos partes pequeñas (*secantes*) y las semillas pequeñas se colocan encima o entre dos capas. Otros medios para la germinación son el algodón absorbente, toallas de papel (cinco tantos), papel filtro (cinco capas) y, para semillas grandes, arena, vermiculita, perlita o tierra (16 mm). Los recipientes se colocan en condiciones especiales en las cuales se controlan temperatura, humedad y luz. Para evitar el desarrollo de microorganismos, todo el material y equipo debe conservarse escrupulosamente limpio, esterilizado cuando sea posible y con la cantidad de agua cuidadosamente regulada. No se debe formar una película de agua alrededor de las semillas, ni el medio de germinación debe estar tan húmedo que aparezca una película de agua cuando se aprieta con un dedo. Para evitar el secado, la humedad en el germinador debe ser de 90% o más. Los recipientes con arena deben conservarse muy bien cerrados. No se debe agregar agua durante la prueba.

Para pruebas de granos de cereales es común usar el sistema de toallas enrolladas. Se doblan sobre las semillas varias capas de toallas de papel mojadas (de unos 2.8 x 3.6 cm), luego se enrollan en cilindros y se coloca verticalmente en una germinadora. (1)

Fig. 7-3 Germinador de semillas comercial con controles para luz y temperatura, para efectuar pruebas de viabilidad. Cortesía de C. E. Heit.



Una prueba de germinación de ordinario dura de una a cuatro semanas, pero en semillas de árboles, de baja germinación y con letargo, puede durar hasta unos tres meses. En la primera semana se puede hacer una "primera cuenta" y las semillas germinadas se descartan para hacer después una cuenta formal. Al final de la prueba las semillas se dividen en (a) plántulas normales, (b) semillas duras, (c) semillas en letargo y (d) plántulas anormales más semillas muertas o en putrefacción. Generalmente, una plántula normal debe tener una raíz y un tallo bien desarrollados, aunque el criterio de "plántulas normales" varía con la especie de semilla. Las "plántulas anormales" pueden ser causadas por la edad de la semilla o por malas condiciones de almacenamiento; daños por insectos, enfermedades o mecánicos, sobredosis de fungicidas, daño por heladas, deficiencia de minerales y (manganeso y boro en chícharo y frijol) o materiales tóxicos presentes a veces en las charolas metálicas de germinación, en el substrato o en el agua de las cañerías. Cualquier semilla que no germine se debe examinar para determinar la posible razón de ello. Las "semillas duras" no habrán absorbido agua. Las semillas en letargo son aquellas macizas, hinchadas y libres de mohos, pero que muestran un brotamiento irregular o nulo.

El letargo de semillas recién cosechadas produce dificultades en las pruebas de germinación directas al prolongar el periodo de la prueba e interferir con la confiabilidad de la misma.

Las reglas para el ensayo de semillas pueden especificar, en forma rutinaria, los requerimientos para superar el letargo de muchas especies de semillas agrícolas, hortalizas y flores. (4, 35) A menudo, las semillas de árboles y de arbustos requieren que antes de efectuar la prueba de germinación se les someta a tratamientos de pregerminación especiales (Tabla 7-1).

PRUEBA CON EMBRIONES SEPARADOS

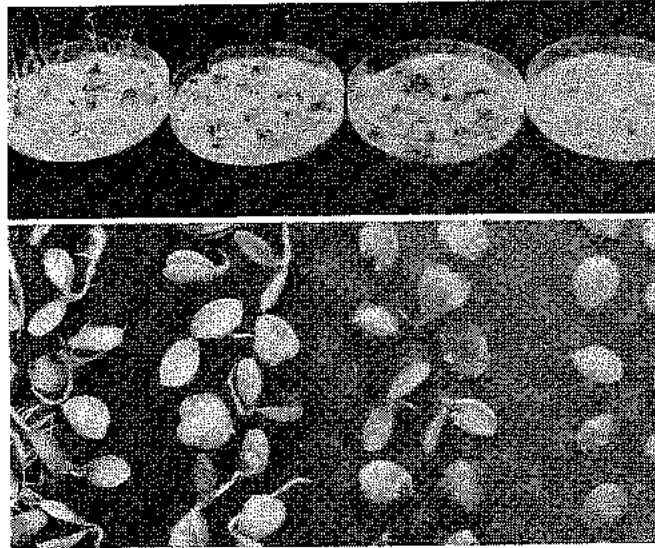
La prueba con embriones separados se aplica para determinar la viabilidad de semillas de árboles y arbustos leñosos cuyos embriones necesitan largos periodos de postmaduración antes de

Tabla 7-1 Tipos de requerimientos de germinación para semillas de árboles y arbustos (como ejemplos), cuando se prueban en el laboratorio.*

Grupo 1. Semillas que germinan en una amplia gama de temperaturas y sin exposición a la luz.	
Casuarina (<i>Casuarina glauca</i>)	algunas especies de pinabetes
Ciprés italiano (<i>Cupressus sempervirens</i>)	(<i>Picea abies</i> , <i>P. asperata</i> , <i>P. polita</i>)
muchas especies de eucaliptos	Olmos chino y siberiano (<i>Ulmus parvifolia</i> , <i>U. pumila</i>)
Acacia negra (<i>Gleditsia triacanthos</i>)	
Grupo 2. Semillas que tienen requerimientos de temperatura específicos pero que no necesitan luz.	
20 a 30 °C alternados en el día	20 °C constante
<i>Catalpa</i>	varias especies de pinos (<i>Pinus cembroides</i> , <i>P. halepensis</i> , <i>P. pinea</i>)
<i>Ailanthus</i>	Lila (<i>Syringa vulgaris</i>)
Pino rojo (<i>Pinus resinosa</i>)	Tuya (<i>Thuja orientalis</i>)
o 25 °C constante	
10 a 30 °C alternados en el día	
Caoba de montaña (<i>Cercocarpus ledifolius</i>)	
Rosal de risco (<i>Coumania stansburiana</i>)	
Arbusto amargo de antilope (<i>Purshia tridentata</i>)	
Grupo 3. Semillas que germinan de 7 a 12 días en una amplia gama de temperaturas si se exponen a la luz artificial.	
varias especies de pinabete (<i>Picea engelmannii</i> , <i>P. mariana</i> , <i>P. omerika</i>)	
varias especies de pinos (<i>Pinus banksiana</i> , <i>P. nigra</i> , <i>P. mugo</i> var. <i>mughus</i> , <i>P. rigida</i> , <i>P. sylvestris</i> , <i>P. ponderosa scopulorum</i>)	
Grupo 4. Semillas que germinan en 14 a 28 días si se exponen a luz artificial y a temperaturas cálidas de 20 a 30 °C. Las semillas pueden también responder a enfriamiento en húmedo.	
Abedul (<i>Betula</i>)	algunas especies de pinos (<i>Pinus densiflora</i> , <i>P. echinata</i> , <i>P. elliotii</i> , <i>P. taeda</i> , <i>P. thunbergii</i> , <i>P. virginiana</i>)
Olmo (<i>Ulmus americana</i>)	<i>Rhododendron</i>
Alerce (<i>Larix sibirica</i>)	<i>Sequoia</i> y <i>Sequoiadendron</i>
Morera (<i>Morus alba</i> , <i>M. nigra</i>)	<i>Thuja plicata</i> y <i>T. occidentalis</i>
<i>Liquidambar styraciflua</i>	
algunas especies de pinabete (<i>Picea glauca</i> , <i>P. orientalis</i> , <i>P. rubens</i> , <i>P. sitchensis</i>)	
Grupo 5. Semillas que requieren de 3 a 4 semanas de enfriamiento en húmedo a 3 °C antes de ponerlas a germinar a temperaturas alternadas de 20 a 30 °C en luz, durante 2 a 4 semanas.	
Especies de abeto (<i>Abies balsamea</i> , <i>A. fraseri</i> , <i>A. grandis</i> , <i>A. homolepis</i> , <i>A. procera</i>)	algunas fuentes de abeto Douglas (<i>Pseudotsuga menziesii</i>)
Especies de <i>Cedrus</i> , a 20 °C	<i>Rosa multiflora</i> (10 a 30 °C)
algunas especies de pino. (<i>Pinus flexilis</i> , <i>P. glabra</i> , <i>P. leucodermis</i> , <i>P. strobus</i>)	Pinabet del este (<i>Tsuga canadensis</i>) 15 °C
	Zumaque (<i>Rhus aromática</i>)**
Grupo 6. Semillas que requieren de 2 a 6 meses de enfriamiento en húmedo como requisito mínimo antes de germinar. Algunas tienen también otros problemas de letargo. La separación de los embriones o una prueba con tetrazolio pueden resultar útiles para determinar la capacidad de germinación.	
Sensibles a temperatura elevada de germinación de 20°C	No sensibles a temperatura de germinación elevada.
Arce (<i>Acer</i> spp.)	Algunas especies de pinos (<i>Pinus cembra</i> , <i>P. lambertiana</i> , <i>P. monsticola</i> , <i>P. peuce</i>)
Manzano (<i>Malus</i> spp.)	
Peral (<i>Pyrus</i> spp.)	
Durazno, cerezo, etc. (<i>Prunus</i> spp.)	
Tejo (<i>Taxus</i> spp.)	

*De C. E. Heit. (34) **Deben ser tratadas también por la cubierta dura de las semillas.

Fig. 7-4 Método de embriones separados para probar la germinación de las semillas. Arriba: semillas de manzano germinando que muestran una gama de vigor de fuerte a débil y muertas. Los porcentajes de germinación de los cuatro lotes fueron (de izquierda a derecha): 100, 70, 44 y 0. Abajo: vigor de las semillas y germinación de cuatro patrones de durazno (de izquierda a derecha): semilla fuerte, desarrollo vigoroso (80% de viabilidad); buena semilla, vigor regular (52% de viabilidad); semillas viejas (18% de viabilidad) y semillas muertas. Cortesía de C. E. Heit.



que pueda efectuarse la verdadera germinación. (20, 30) En esta prueba se separa al embrión de las semillas y se hace germinar solo (véase Fig. 7-4).

Las semillas se remojan con algunos de los métodos siguientes durante uno a cuatro días, hasta que están hinchadas por completo: (a) en agua que corra lentamente; (b) en agua en reposo a menos de 15 °C; o (c) en agua en reposo a 20 °C haciendo cuando menos dos cambios de agua al día.

En la preparación de las semillas para la separación de los embriones también resulta satisfactorio almacenarlas durante tres días a dos semanas en turba húmeda y a temperatura fría. La separación del embrión debe hacerse con todo cuidado para evitar dañarlo. Cuando existan cubiertas duras, como el endocarpo de las semillas de los frutales de hueso, deben quitarse primero.

Las cubiertas humedecidas de las semillas se cortan con un escalpelo, una hoja de afeitar o una navaja afilados, en condiciones de limpieza, pero no estériles, de preferencia debajo de un vidrio. El embrión se separa con todo cuidado. Si hay presente un endospermo grande, se pueden cortar las cubiertas de las semillas y cubrir las semillas con agua. Después de alrededor de media hora, flotarán los embriones o se pueden separar con facilidad.

Los procedimientos para poner a germinar a los embriones separados son similares a los que se utilizan para semillas intactas, utilizando cajas de Petri con un substrato húmedo, como papel secante o papel filtro. Los embriones se colocan sobre el papel filtro de manera que no se toquen. Los recipientes se colocan en luz, a temperatura de 18 a 22 °C. Con temperaturas superiores, se pueden desarrollar mohos que interfieren con la prueba. El tiempo necesario para la prueba varía de tres días a tres semanas.

Los embriones no viables se tornan suaves, de color pardo y se pudren en un lapso de dos a diez días. Los embriones viables permanecen macizos y muestran alguna indicación de viabilidad, dependiendo de la especie. Los tipos de respuesta que se presentan incluyen la apertura de los cotiledones, desarrollo de la clorofila y el crecimiento de la radícula y de la plúmula. La rapidez y el grado de desarrollo dan cierta indicación del vigor de las semillas.

LA PRUEBA CON TETRAZOLIO

La prueba con tetrazolio es un método bioquímico con el cual la viabilidad de las semillas se determina por el color rojo que aparece cuando las semillas se remojan en una solución de cloruro 2,3,5-trifenil tetrazolio (TTC). Los tejidos vivos cambian el TTC a un compuesto insoluble rojo (químicamente conocido como formazán). En los tejidos no vivos el TTC permanece incoloro. La prueba es positiva en presencia de las enzimas deshidrogenasas. Esta prueba fue desarrollada en Alemania por Lakon (43) quien se refirió a ella como una prueba topográfica, ya que la pérdida de la viabilidad del embrión empieza a aparecer en las extremidades de la radícula, del epicótilo y en las puntas de los cotiledones. La reacción se efectúa igualmente bien en semillas que estén en letargo que en las que no lo estén. Los resultados pueden obtenerse dentro de un plazo de 24 h, a veces en dos o tres horas. El TTC es soluble en agua, formando una solución incolora. Aunque la solución se deteriora con la exposición a la luz, permanece en buenas condiciones durante varios meses si se almacena en un frasco oscuro. La solución debe descartarse si se vuelve de color amarillo. Por lo común, se usa una solución de 0.1 a 1.0% de concentración. El pH debe ser de 6 a 7.

La prueba con TTC se usa principalmente para obtener resultados rápidos tanto en semillas en letargo como en las que no lo están.

La prueba distingue en una semilla individual los tejidos vivos y no vivos y puede indicar debilidad antes que la germinación se efectúe. Las áreas necróticas pueden ser atacadas por organismos patógenos y las semillas que tienen esos tejidos muertos pueden podrirse durante la estratificación o en condiciones desfavorables de suelo producir una germinación reducida. En manos de un técnico competente, esta prueba puede usarse para evaluar la calidad de las semillas y como herramienta en la investigación de semillas. (47, 57)

Por otra parte, esta prueba puede no ser adecuada para medir cierto tipo de lesiones o daños que pueden conducir a anomalías de las plántulas, por ejemplo, una sobredosis de sustancias químicas, enfermedades en las semillas o daños por heladas o temperaturas altas. Para evaluar los resultados se requiere seguir procedimientos estandarizados, y a más de tener habilidad.

Aunque los detalles varían con las diferentes especies de semillas, en general se deben seguir los procedimientos siguientes: (4, 35, 57)

1. Se debe remover cualquier cubierta dura como un endocarpo, ala o escama. Las puntas secas de las semillas de algunas plantas, como *Cedrus*, deben recortarse.
2. Las semillas primero deben ser remojadas en agua en la oscuridad; el humedecimiento activa las enzimas y facilita el corte o la remoción de las cubiertas de las semillas. Las semillas que tienen cubiertas frágiles, como el frijol o los cítricos, deben ser ablandadas lentamente en un medio húmedo para evitar que se rompan.
3. La mayoría de las semillas requieren preparación para la absorción del TTC. Los embriones con cotiledones grandes, como en *Prunus*, manzano y peral, a menudo forman toda la semilla, requiriéndose sólo la remoción de la testa. Otras clases de semillas se cortan longitudinalmente para exponer el embrión (como maíz y gramíneas de semilla grandes, lárice, algunas coníferas) o transversalmente hasta de una 1/4 a 1/3 parte en el extremo alejado de la radícula (gramíneas de semillas pequeñas, enebro, *Carpinus*, *Cotoneaster*, *Crataegus*, *Rosa*, *Sorbus* y *Taxus*). Se pueden separar las cubiertas de las semillas, dejando intacto el endospermo grande (algunos pinos, *Tilia*). Algunas semillas (leguminosas, timothy) no requieren alteración antes de las pruebas.
4. Las semillas se remojan en la solución de TTC durante dos a 24 h. Las semillas cortadas requieren tiempos más cortos. Aquellas que tienen el embrión expuesto periodos algo más largos, las semillas intactas 24 h o más.

5. La interpretación de los resultados depende de la clase de semilla y de su estructura morfológica. Los embriones completamente coloreados son indicadores de una buena semilla. En las coníferas debe teñirse tanto el megagametofito como el embrión. En las semillas de gramíneas forrajeras y de granos, sólo se colorea el embrión, no el endospermo. Las semillas con vitalidad declinante pueden tener manchas no coloreadas, o quedar sin teñir en la punta de la radícula y en las extremidades de los cotiledones. La falta de viabilidad depende de la cantidad y la localización de las áreas necróticas y la interpretación correcta depende de normas formuladas para semillas específicas. (47)
6. Si la prueba continúa por demasiado tiempo, aun los tejidos de semillas que se sabe que están muertas se tornan rojos debido a las actividades respiratorias de hongos y bacterias infectantes. De manera similar, la solución misma se vuelve roja debido a esas contaminaciones.

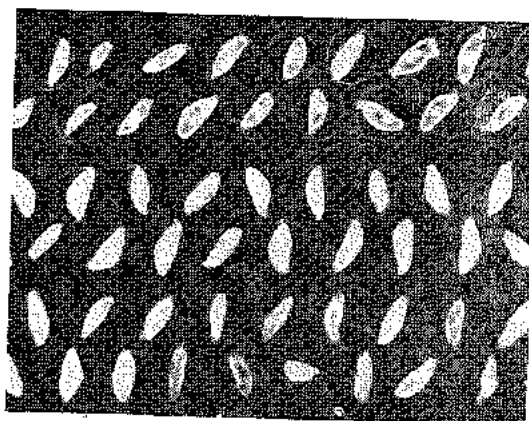
ANÁLISIS CON RAYOS-X

Las radiografías de las semillas (39, 63) se puede usar como una prueba rápida del buen estado de las mismas. (2) De ordinario, las radiografías no miden la viabilidad de las semillas pero proporcionan una imagen interna que permite examinarlas respecto a disturbios mecánicos, ausencia de tejidos vitales, como el embrión o el endospermo, infestación de insectos, cubiertas rajadas o quebradas y encogimiento de los tejidos internos (un posible signo de edad) (véase Fig. 7-5).

Para este examen se utiliza equipo de rayos X estándar. Las semillas se sostienen sobre una placa de Plexiglas de 5 mm de grueso en la que se hacen 100 perforaciones de 15 mm de diámetro y se le pega abajo una hoja de Mylar de 0.1 mm de espesor. En cada perforación se coloca una semilla y se expone durante medio minuto a tres minutos con un potencial de tubo de 15 a 20 kV. La placa se puede procesar de inmediato y determinar el estado de las semillas. Las semillas de menos de 2 mm son demasiado pequeñas como para que muestren detalles. Como los rayos X no dañan las semillas, en el mismo lote se pueden hacer otras pruebas de viabilidad. (2)

Se han desarrollado otras pruebas para la viabilidad de las semillas utilizando agentes de contraste, como soluciones de ciertas sales o metales pesados, (63) haciendo después una radiografía. Por ejemplo, en una prueba, se remojaron en agua las semillas durante 16 h, luego se transfirieron durante dos horas a una solución concentrada de cloruro de bario (de 20 a 30%), se lavaron para remover todo el exceso de material y se secaron. Debido a la semiper-

Fig. 7-5 Radiografía de semillas de *Abies procera*. Las semillas se han separado para ilustrar las semillas vacías (dos hileras superiores), las normalmente llenas, que muestran los embriones (dos hileras centrales), y semillas infestadas por larvas de la mosca cálida. Cortesía de Jay Allison. (2)



meabilidad de las membranas las sales no penetran en las células vivientes, pero pueden penetrar en las células muertas de las semillas dañadas porque tienen sus membranas destruidas y así producir una imagen en la película. Esta penetración diferencia entre semillas vivas y aquellas muertas o con partes muertas. Con semillas de coníferas se han obtenido correlaciones bastante consistentes y confiables, aunque con semillas almacenadas no siempre se obtienen resultados consistentes. (16)

OTRAS PRUEBAS PARA LAS SEMILLAS

Además de las mencionadas, se utilizan para las semillas otros tipos de pruebas:

Verificación de la especie y la cultivar. En algunos casos, es posible hacerla con la observación visual de características externas de las semillas; una verificación más precisa requiere la observación de plántulas producidas ya sea en el laboratorio o en el campo.

Prueba de sanidad. Se utiliza para realizar observaciones de la presencia de organismos patógenos. Estas pruebas especializadas requieren entrenamiento en los métodos de fitopatología.

Estimación del vigor relativo de las semillas. Esta es una prueba importante, pero se dispone de pruebas estándar sólo para situaciones especiales. (12, 50) La velocidad de germinación proporciona un índice general: La cuenta de las plántulas de una semana se compara con la cuenta final de germinación. (12) Antes los tecnólogos en semillas usaban el término **energía de germinación**, que es el porcentaje de germinación que se obtiene cuando la tasa de germinación alcanza su punto máximo. (70) El **valor de germinación**, como se describe en el Cap. 6, es un método útil que incluye mediciones de vigor.

TRATAMIENTOS PARA SUPERAR EL LETARGO DE LAS SEMILLAS

Ablandamiento de las cubiertas de las semillas y otras envolturas

Escarificación es cualquier proceso de romper, rayar, alterar mecánicamente o ablandar las cubiertas de las semillas para hacerlas permeables al agua y a los gases.

ESCARIFICACIÓN MECÁNICA

Si se dispone del equipo adecuado, la escarificación mecánica resulta simple y efectiva en muchas clases de semillas (Fig. 7-6). Después de este tratamiento las semillas quedan secas y se les puede almacenar o sembrar de inmediato con sembradoras mecánicas. Sin embargo, las semillas escarificadas son más susceptibles a daño por organismos patógenos y no se almacenan bien en comparación con aquellas no escarificadas.

Raspar con lija las cubiertas de las semillas duras, limarlas, o quebrarlas con un martillo o entre las mordazas de un tornillo de banco, son métodos simples y útiles para cantidades pequeñas de semillas relativamente grandes. En operaciones mecánicas a gran escala, se utilizan escarificadores especiales. Con frecuencia, las semillas pequeñas de leguminosas, como de al-

Aspectos Generales de la Propagación Asexual

La reproducción asexual, esto es, la reproducción empleando partes vegetativas de la planta original, es posible porque cada célula de la planta contiene la información genética necesaria para generar la planta entera. La reproducción puede ocurrir mediante la formación de raíces y tallos adventicios o por medio de la unión de partes vegetativas por injerto (véase Cap. 11). Las estacas de tallo y los acodos tienen capacidad para formar raíces adventicias y las estacas de raíz pueden regenerar un nuevo sistema de brote. Las hojas pueden regenerar tanto nuevas raíces como nuevos tallos. Es posible injertar entre sí una raíz y un tallo para formar una sola planta.

De una célula individual se pueden iniciar nuevas plantas, ya sea en forma adventicia en plantas intactas o en sistemas de cultivo aséptico. A la propiedad de las células vegetativas vivientes de las plantas de contener toda la información genética necesaria para regenerar el organismo completo se le llama *totipotencia*. (92) En cultivos asépticos se han regenerado plantas completas a partir de células individuales de la médula del tabaco (110) y de la raíz de zanahoria. (92) Esas nuevas plantas resultaron idénticas a aquellas de donde se habían tomado las células individuales.

RAZONES PARA EMPLEAR LA PROPAGACION VEGETATIVA

Mantenimiento de clones. La propagación vegetativa es asexual en cuanto a que involucran divisiones mitóticas de las células, que duplican el genotipo de la planta; esta duplicación genética se designa *clonación* y a la población de plantas descendientes se les llama *clones*. (88, 90, 96, 115) En la clonación las características específicas de cualquier planta individual son perpetuadas por propagación. La clonación es de particular importancia en horticultura debido a que la mayoría de las cultivares de gran parte de las plantas frutales y ornamentales tienen un genotipo altamente heterocigoto y las características únicas de dichas plantas se pierden de inmediato al propagarlas por semillas.

Propagación de plantas sin semilla. La propagación asexual es necesaria para mantener cultivares que no produzcan semillas viables, como ciertas clases de bananos, higueras, naranjos y vides.

Evitación de periodos juveniles prolongados. Las plantas que se cultivan a partir de semillas pasan por un periodo juvenil prolongado en el cual no ocurre floración. Algunas plantas leñosas y ciertas herbáceas perennes, como orquídeas y especies de bulbo, pueden necesitar de 5 a 10 años para que se inicie la floración. Una vez que han llegado al estado florífero, florecen con regularidad. La propagación vegetativa retiene esa capacidad de floración y con ella se evita la fase juvenil.

Control de la forma de crecimiento. Durante el periodo juvenil las plantas originadas de semilla no sólo no producen flores y frutos sino que a menudo muestran características morfológicas diferentes. Algunas de ellas son caracteres muy inconvenientes (por ejemplo, presencia de espinas o vigor excesivo) que se pueden evitar propagando la forma adulta por métodos vegetativos. Algunas plantas, como la hiedra inglesa (*Hedera helix*) son más estimadas en la fase juvenil que en la adulta. La selección de material para estacas en la fase juvenil facilita la propagación de especies difíciles de enraizar ya que las estacas tomadas de material juvenil enraizan con mayor facilidad que las de material adulto.

Combinación de clones. Un aspecto importante de la propagación asexual lo constituye la posibilidad de combinar en una sola planta dos o más clones por injerto. Este proceso se describe en los Caps. 11, 12 y 13.

Razones económicas. En general, la propagación en masa por medios vegetativos no es más económica que la propagación comparable por semilla, pero su empleo se justifica por la superioridad y uniformidad de clones específicos. La principal economía de la propagación vegetativa proviene de la eliminación de la fase juvenil y del acortamiento del tiempo necesario para llegar a la madurez reproductiva.

EL CLON

Historia

Uno de los principales progresos de la agricultura primitiva fue el descubrimiento de que los mejores individuos de plantas alimenticias importantes, como la vid, el olivo o la higuera, podían reproducirse simplemente encajando en el terreno trozos de sus tallos leñosos (estacas) y dejándolos enraizar. (124) Las plantas que producen bulbos, túberos o rizomas, como la patata, cebolla, ajo, caña de azúcar, banano, piña y bambú, se pueden reproducir de manera similar dividiendo las estructuras vegetativas y plantando las partes resultantes (véanse los Caps. 14 y 15). En forma semejante, el descubrimiento de las técnicas de injerto de pua y de yema mostró que se pueden reproducir ciertos individuos superiores específicos de cultivos frutales importantes, como de manzano, peral y durazno, que son difíciles de propagar por estacas.

Más tarde, el desarrollo de invernaderos y de otros auxiliares de la propagación hizo posible la propagación vegetativa en gran escala usando pequeñas estacas de hoja de una gama más amplia de especies de plantas usadas para fines de alimentación o de ornato (Cap. 10).

Importancia

El clonado hace posible, en horticultura, el aprovechamiento de una sola planta individual con un genotipo único. Tales plantas pueden seleccionarse de una población variable de plan-

ras procedentes de semilla, de un solo árbol o de una sola rama, diferente en un grupo de plantas propagadas vegetativamente. Con los progresos modernos en la crianza de plantas, la clonación se ha convertido en un instrumento de selección aún más importante. (63)

Otra de las características significativas de la clonación es que como todos los miembros del clon tienen el mismo genotipo básico, la población tiende a ser fenotípicamente muy uniforme. Por lo general, todos los miembros de un clon tienen el mismo aspecto, tamaño, época de floración, época de maduración, etc., haciendo con ello posible la estandarización de la producción y otros usos de la cultivar.

Muchos clones de interés hortícola han sido descubiertos y perpetuados por el hombre como cultivares denominadas. (71) El clon del peral "Bartlett" (Williams Bon Chrétien) se originó en Inglaterra como una plántula alrededor de 1770 y desde entonces se ha mantenido asexualmente. El clon de manzano "Delicious" se originó en Perú, Iowa, como una plántula espontánea en el huerto de Jesse Hiatt. Las yemas tomadas de este árbol injertadas en patrones produjeron nuevos árboles cuya copa tenía la misma constitución genética que la plántula original. A partir de entonces, continuando ese proceso de propagación asexual se han producido millones de árboles cuyas copas injertadas de yema forman colectivamente el clon "Delicious".

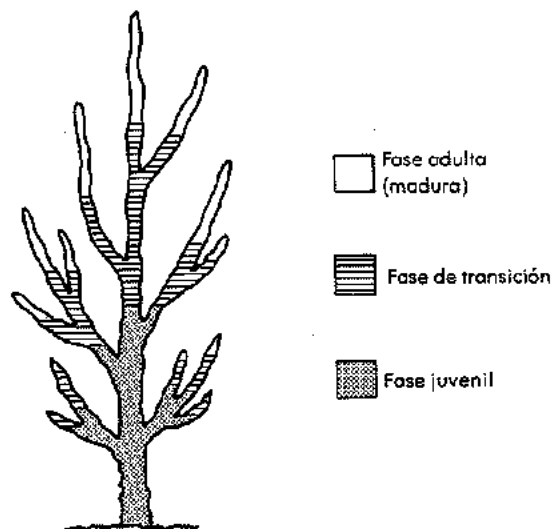
También en la naturaleza existen clones, que se reproducen en forma natural por medio de estructuras como bulbos, rizomas, latiguillos, estolones y puntas acodadas (véanse los Caps. 14 y 15). En algunas especies de Rosaceae, Gramineae y Compositae, por apomixis se producen plántulas que pueden considerarse como un tipo de clon. Un clon puede perpetuarse en forma indefinida en condiciones naturales, en ocasiones mejor que plantas propagadas sexualmente, en tanto que el medio permanezca más o menos constante. Sin embargo, si el medio cambia en forma radical, una especie reproducida por clones se encuentra en desventaja ya que no tiene oportunidad de producir formas mejor adaptadas al nuevo ambiente.

De manera similar, el uso en cualquier cultivo en gran escala de sólo uno o unos cuantos clones tiene la desventaja de la uniformidad genética. Tales siembras son ejemplos de **monocultivo** (32). Una situación adversa, como el ataque por alguna enfermedad o insecto, puede afectar igualmente a todos los miembros del clon y aun destruirlo. Si en algún país, la producción de una cosecha principal está basada en una o dos cultivares, los resultados de esos ataques pueden ser desastrosos, siendo más conveniente que exista diversidad genética entre varias cultivares.

Variabilidad

El aspecto y el comportamiento presente de una planta, su **fenotipo**, resulta de la interacción del **genotipo** con el ambiente en el cual se esté desarrollando la planta. Entre las plantas de un clon pueden ocurrir variaciones ambientales sin que cambie el genotipo del clon. El aspecto de las plantas, o de las flores y frutos de plantas diferentes puede variar debido a efectos del clima, suelo, enfermedades y otras causas. Por muchos años, los perales "Bartlett" cultivados en California tienden a producir frutos redondos, con forma de manzana, mientras que la misma especie cultivada en los estados de Washington y Oregon, da frutos relativamente largos y delgados, pensándose que esa diferencia se debe a diferencias en los factores climatológicos. (105) Algunas plantas producen hojas de aspecto diferente cuando se cultivan al sol que cuando crecen a la sombra. Ciertas plantas acuáticas producen hojas de aspecto bastante diferente en las partes sumergidas que en las partes expuestas al aire. Dentro del mismo huerto, a menudo los

Fig. 8-1 Variaciones zonales en la ubicación de diferentes fases de maduración en una plántula madura de una especie leñosa perenne.



árboles frutales de una misma cultivar son bastante distintos entre ellos debido a diferencias en suelo, disponibilidad de agua, patrón o competencia de las plantas circundantes.

Los horticultores de los siglos XVII y XVIII creían que un clon se deterioraba con la edad y que sólo podía ser rejuvenecido mediante la propagación por semilla. (56, 72) Sin embargo, pruebas posteriores han demostrado que teóricamente la vida de los clones es ilimitada si se les cultiva en un ambiente apropiado y se les renueva de continuo usando brotes vegetativos. Algunas cultivares agrícolas, como las vides "Cabernet Sauvignon" y "Sultana", se han estado cultivando desde hace unos 2000 años o más, produciendo millones de plantas en las que no se han registrado cambios básicos, si acaso mínimos, en la cultivar.

Sin embargo, entre las plantas de un clon puede ocurrir variabilidad y cambios conducentes a la deterioración. La exposición a un ambiente *continuamente desfavorable* puede conducir a la deterioración progresiva de un clon. Por ejemplo, la falta de suficiente enfriamiento invernal en ciertas cultivares de fresas (12) o, en algunas plantas de bulbo, la ocurrencia después de la floración de un periodo vegetativo que no dure lo suficiente, puede conducir a la declinación gradual del vigor y de la productividad, pero el genotipo básico no se altera.

Probablemente, la causa del deterioro de mayor significancia sea el efecto del ataque de organismos *patógenos*. Estos en su mayor parte son virus y organismos de tipo virus. (104) Virtualmente, cualquier clon que se propaga durante periodos largos está expuesto a ser infectado y su capacidad para sobrevivir está determinada por su capacidad para tolerar a los organismos patógenos.

Los cambios genéticos (mutaciones) en el clon, aunque no siempre son degenerativos en un sentido estricto, pueden producir individuos fuera de tipo que reducen el valor del clon. (86)

La variabilidad en crecimiento y desarrollo en las fases de *juvenil a adulta* descrita en el Cap. 3, que se manifiesta en diferencias del aspecto de una misma plántula (Fig. 8-1), representa otro tipo de variación asociado con la propagación vegetativa. Los propagadores deben reconocer esos factores de variabilidad y saber cómo controlarlos.

Variación en las fases de plántulas y clones

La mayoría de los clones se han originado de yemas tomadas de alguna parte de una plántula (planta procedente de semilla) y luego se han reproducido por algún método de propagación vegetativa.

El desarrollo ontogénico de la plántula durante su ciclo biológico (véase Cap. 3) se efectúa en diferentes fases (13) designadas como juvenil y adulta (madura), separadas por una fase de transición. Estas fases pueden manifestarse en tres formas básicas: (48, 54, 55, 114, 122, 123)

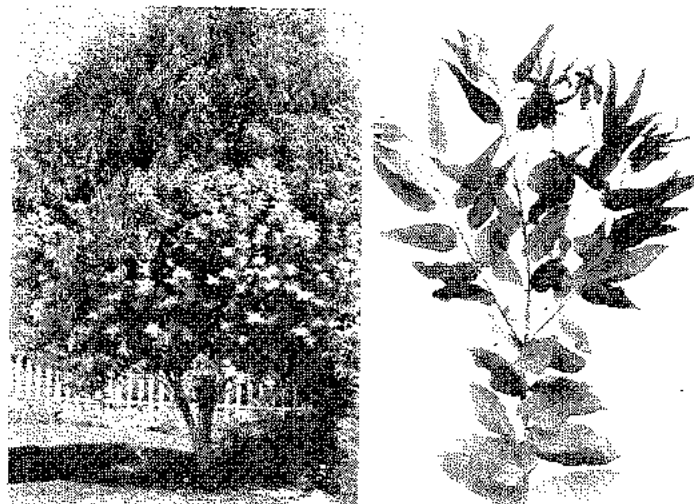
1. El potencial para cambiar del crecimiento vegetativo a la madurez reproductiva está controlada en las puntas de las ramas (meristemas) que en la fase juvenil no tienen la capacidad para iniciar flores aun cuando se les proporcionen condiciones adecuadas para inducir la floración. La "maduración" no es igual al "envejecimiento".
2. Pueden ocurrir variaciones en caracteres morfológicos y fisiológicos específicos, incluyendo forma de la hoja, vigor y presencia de espinas que están asociadas con diferentes fases.
3. En las distintas fases de las plantas ocurren diferencias en la capacidad de sus partes para regenerar ramas o raíces, siendo la regeneración más probable en la fase juvenil que en la madura.

Estos fenómenos de cambios de fase tienen en la propagación dos aspectos significativos. Uno de ellos es que en una plántula pueden mostrarse simultáneamente en diferentes partes de la misma, la fase juvenil, de transición y adulta. (42, 84, 114, 123) Como se ilustra en la Fig. 8-1, en muchos árboles procedentes de semilla (plántulas), como en manzanos, perales, cítricos y coníferas se presenta un patrón zonal, según el cual la floración se inicia en las partes externas y más altas de la planta, a veces después de muchos años de crecimiento juvenil. En plantas herbáceas se presentan patrones similares aunque menos notorios, en los cuales los primeros nudos son vegetativos y los producidos después son reproductivos.

En las plantas procedentes de semilla, los cambios de fase se pueden expresar también en otros caracteres. Por ejemplo, la forma de la hoja a menudo es un excelente indicador del cambio de la fase juvenil a la madura (ver Fig. 8-2).

Un segundo aspecto del cambio de fase es que la reproducción vegetativa de un meristemo reproduce las características fisiológicas y morfológicas de la fase específica que tenía en la

Fig. 8-2 En una plántula procedente de semilla, la fase juvenil a menudo es indicada por características de la hoja, como en *Eucalyptus*. Las hojas juveniles que están en la base son grandes, anchas y sésiles (sin peciolo). Las hojas maduras de la parte superior de las ramas son alargadas y tienen un peciolo bien marcado. Izquierda: variación en el mismo árbol. Derecha: acercamiento que muestra la variación de las hojas en una sola rama.



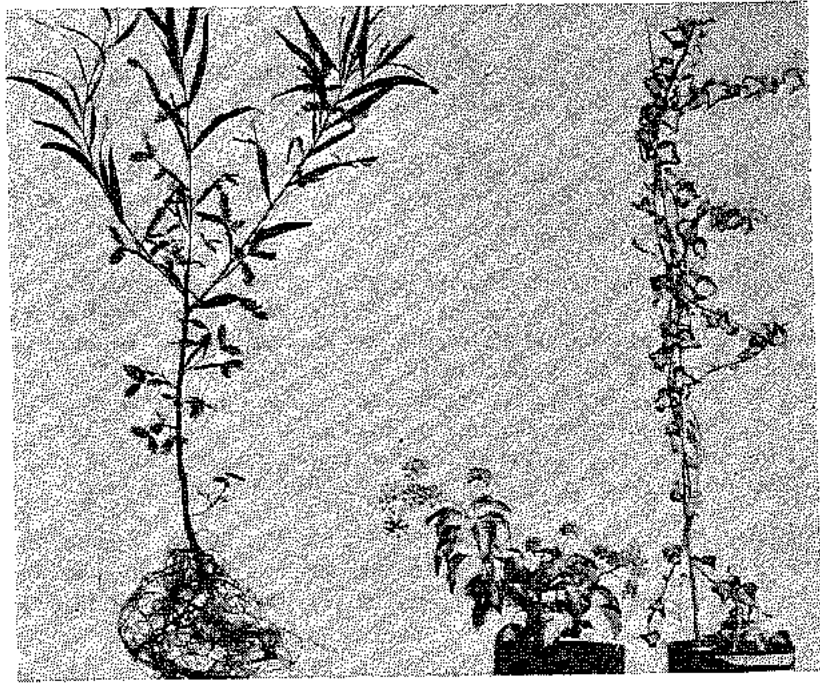


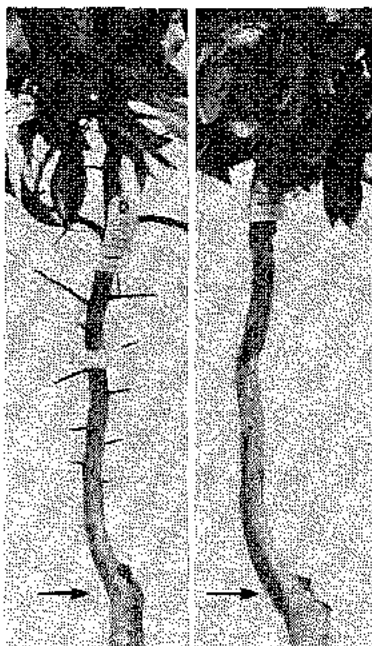
Fig. 8-3 Dos tipos diferentes de la expresión de los cambios de fase de juvenil a madura. Izquierda: *Acacia melanoxylon*. En esta plántula, las hojas bipinnadas de la base son características de la condición juvenil. Las "hojas", que en realidad son peciolos expandidos (filodios) de la parte superior de las plántulas son características de la forma adulta. Obsérvese el cambio gradual en las hojas de la base hacia arriba. Derecha: formas adulta (centro) y juvenil (derecha) de una hiedra (*Hedera helix*) variegada. Nótese la floración en la forma adulta y el crecimiento en forma de enredadera de la forma juvenil con raíces adventicias a lo largo del tallo.

planta de donde se originó. Lo anterior significa que la descendencia obtenida por medios vegetativos de diferentes partes de la planta materna puede mostrar mucha variación tanto entre las plantas reproducidas como entre la planta originadora y las descendientes. Los profesionistas forestales emplean el término *ortet* para designar el árbol original procedente de semilla y *ramet* para la descendencia vegetativa del mismo. Estos términos son útiles para indicar la secuencia de cambios que pueden ocurrir durante la propagación vegetativa en donde ocurre un cambio marcado de la fase juvenil — adulta.

Las plantas propagadas con yemas tomadas de la fase adulta de la planta de manera invariable empiezan a florear a una edad menor que aquella en que lo hizo la plántula original. En un ejemplo, las ramets de arce azucarero injertadas florearón a los dos años en invernadero en tanto que a la intemperie, tardan de 7 a 9 años pero plántulas comparables no florearón sino hasta los 19 a 21 años. (43)

La Fig. 8-3 muestra la diferencia tan notable en la forma de crecimiento entre plantas propagadas de las fases juvenil y adulta de la hiedra inglesa (*Hedera helix*). La Fig. 8-4 muestra árboles de cítricos de vivero; la planta muy espinosa de la izquierda fue injertada con una yema de la fase juvenil y la de la derecha con la forma sin espinas de la fase adulta de la misma plántula.

Fig. 8-4 Dos árboles de vivero de mandarina "Kara" propagados con una sola yema (señaladas con flechas) tomadas del mismo árbol. El árbol espinoso de la derecha creció de una yema tomada de la porción juvenil espinosa del árbol. El árbol sin espinas de la derecha se desarrolló de una yema tomada de la porción adulta sin espinas del árbol. Cortesía de H. B. Frost. (42) Tomada de H.J. Webber y L. D. Batchelor, *The citrus industry*, Vol. 1. Berkeley, Univ. of California.



TOPÓFISIS

El fenómeno en el cual diferentes partes de la planta muestran variaciones de fase y cuyos meristemas perpetúan esas fases diferentes en su descendencia vegetativa ha sido llamado topófisis. (9, 72, 120)

La topófisis se manifiesta también en la persistencia de la forma de crecimiento en algunas plantas, después de la propagación vegetativa. La Fig. 8-5 muestra plantas de cafeto iniciadas de una estaca enraizada tomada de una rama erecta (ortotrópica) (izquierda) y de una rama lateral (plagiotrópica) (derecha), de la misma planta madre; las nuevas ramas, que nazcan de las estacas crecerán ya sea en dirección vertical o con una orientación horizontal, dependiendo de la posición de la rama en la planta original de donde se tomaron las estacas. El mismo fenómeno se muestra con marcada frecuencia en muchas coníferas, en las cuales se pueden obtener formas postradas u horizontales si las estacas se toman de ramas que crezcan horizontalmente.

Fig. 8-5 Izquierda: planta de cafeto propagada de una estaca con orientación vertical y que mantiene un crecimiento vertical (ortotrópico). Derecha: planta de cafeto propagada de un brote lateral y que produce ramas con hábito de crecimiento horizontal. Este fenómeno de crecimiento se presenta en muchas especies, necesitándose mucho cuidado al seleccionar el material para estacas.



El pino de la Isla de Norfolk (*Araucaria*) es otra planta que tiene una fuerte tendencia a mantener en las estacas esas diferencias en el crecimiento. En los meristemas, a este fenómeno se le llama **determinación**. (9)

MECANISMO DE CONTROL

El mecanismo implicado en el control celular de los cambios de fases todavía no se comprende bien. Está claro que el control es inherente a las células de los meristemas individuales y comprende un sistema que determina los estados embrionario, juvenil y maduro. Esto implica también el control de otras características morfológicas asociadas con esas fases. Sin embargo, la expresión del estado de maduración es compleja, habiéndose mostrado en experimentos realizados una interacción entre el estado inherente de los meristemas, con influencias hormonales de las hojas circundantes, y tal vez de las raíces, así como del ambiente celular circundante a los puntos de crecimiento. (48)

El término **epigénico** se usa para describir cambios persistentes en el fenotipo que se deben a la expresión de genes específicos. Estos cambios se pueden desarrollar en forma gradual, pero una vez inducidos, el fenotipo cambiado persiste casi indefinidamente después de que se ha removido el estímulo inicial (18, 68, 69). Así pues, los cambios epigénicos son diferentes de cambios fisiológicos que dependen de la presencia continuada de un estímulo específico. Los cambios epigénicos difieren de los cambios genéticos en que en el último caso se ha alterado al ADN. La presencia de esos genes alterados puede demostrarse en las generaciones sucesivas con estudio de la herencia y segregación de los caracteres afectados. (70) Aunque el mecanismo del control epigénico no es conocido, se piensa que implica el control del sistema de transferencia de ARN, en el cual la información es llevada de los cromosomas a los sistemas de enzimas apropiados.

de sus patrones normales de crecimiento y desarrollo. El inicio del desarrollo de la plántula en el cigoto y en el embrión puede interpretarse como una serie de cambios epigénicos que resultan en que haya variación en meristemas distintos, pero que finalmente conduce a un estado maduro y estable pero reversible. (54) En la formación de la semilla se presenta una reversión epigénica al estado embrionario y posteriormente juvenil, para repetir el ciclo completo. Tanto plántulas sexuales (Fig. 3-1) como apomícticas (42) pasan por el mismo ciclo juvenil → adulto, indicando con ello que en los cambios epigénicos no intervienen cambios genéticos y que los cambios epigénicos que ocurren en las células vegetativas no dependen de la reproducción sexual.

EFFECTOS DE LOS CAMBIOS DE FASE SOBRE EL COMPORTAMIENTO DE LAS PLANTAS

En las diversas especies de plantas y las distintas plántulas procedentes de semilla de esas especies varía bastante el efecto de los cambios de fase del ciclo juvenil → adulto de su desarrollo. Los efectos juveniles, fuertes o débiles, o las tendencias a la fructificación temprana o precoz, son hereditarios, de manera que el proceso está bajo control genético. Son afectados diversos caracteres, quedando comprendidos en alguna de las tres categorías siguientes:

La **maduración reproductiva** se refiere específicamente a la capacidad de florecer, que es la primera manifestación de la transición de la fase juvenil → adulta. La inducción de la floración depende tanto del estado de maduración de los meristemas como del ambiente a que está expuesta la planta. En plantas propagadas por semilla, la localización de la floración puede ser zonal (Fig. 8-1) y retrasada. En plantas propagadas vegetativamente de partes diferentes de una planta obtenida de semilla, la variación en la edad de floración puede presentarse en la

primera generación vegetativa debido a la topótesis, dependiendo de la ubicación de las yemas. Una vez que la planta empieza a florear, ya sea procedente de semilla o de propagación vegetativa, debe continuar floreando a partir de esa época.

La mayoría de las cultivares hortícolas son clones que han sido propagados vegetativamente repetidas veces, de manera que el clon entero se encuentra en la fase adulta. *En consecuencia, las plantas propagadas por yemas tomadas de diferentes partes o plantas de estacas enraizadas, jóvenes o viejas, no es probable que muestren la variación asociada con las características juveniles y adultas.* El ciclo de desarrollo de plantas propagadas clonalmente (53) sólo tiene dos partes: la vegetativa (pero no juvenil) y la reproductiva. Algunos meristemos permanecen vegetativos y continúan generando nuevas ramas o se utilizan para propagar nuevas plantas. Todas las partes de la planta, tanto vegetativas como reproductivas, son adultas y responden a los estímulos de la floración.

Los caracteres morfológicos y fisiológicos de las zonas juvenil y adulta de distintas partes de una planta procedente de semilla pueden diferir bastante. En muchas plantas, los cambios de fase pueden reconocerse por la forma de las hojas, como se ilustra en *Eucaliptus* (Fig. 8-2). (1) Como otros ejemplos pueden citarse las plántulas de cítricos, (16) peral (113) y manzano (9, 80, 113) que se caracterizan por el retardamiento de la floración, el vigor excesivo y la presencia de espinas. A medida que partes de esas plantas llegan a la edad adulta, producen flores y frutos, disminuye el vigor y las espinas tienden a desaparecer en ellas. La fase juvenil de la hiedra inglesa (*Hedera helix*) (Fig. 8-3), que es un ejemplo clásico de este fenómeno, es una enredadera con hojas alternas palmadas. La forma madura, en contraste, es un arbusto erecto o semierecto, con hojas enteras ovadas, producidas opuestamente en el tallo. En algunas coníferas, la fase juvenil produce hojas aciculiformes, pero en la fase adulta las hojas son escamosas.

Otras diferencias entre las fases juvenil y madura se muestran fisiológicamente. (13, 48, 84) La persistencia de las hojas en otoño puede ser mayor en las zonas juveniles de las plantas procedentes de semilla. También se muestran diferencias en la pigmentación del tallo, resistencia a las enfermedades y a las bajas temperaturas. A menudo los brotes juveniles son menos apetecidos por los animales que ramonean.

La regeneración es una de las principales manifestaciones de los cambios de la fase juvenil a la madura. Desde hace tiempo se sabe que las estacas procedentes de la fase juvenil de plantas leñosas perennes tienden a producir raíces y ramas adventicias con más facilidad que aquellas tomadas de la fase madura. Más recientemente se ha aprendido que en los sistemas de cultivos de tejidos la regeneración de nuevos órganos (raíces, ramas o embriones) en explantes y propágulos está fuertemente influenciada por la fuente del tejido con relación a la maduración (véase Cap. 16). (6, 65) En consecuencia, la manipulación del estado juvenil puede ser un factor primordial para extender la propagación clonal por estacas a especies difíciles de enraizar.

CONTROL DE LOS CAMBIOS DE FASE

El aprendizaje del control de la variabilidad asociada con los cambios de la fase juvenil a adulta agrega una dimensión importante a las técnicas de propagación vegetativa. Los cambios epigénicos pueden ser *progresivos, interrumpidos o revertidos.*

En el desarrollo ontogénico de la planta, los cambios epigénicos son *progresivos*. Los meristemos laterales que se encuentran atrás del meristemo apical en división continua prosiguen su patrón independiente de cambio epigénico. Existen pruebas de que la tasa de cambio epigénico en cada uno de esos meristemos está relacionado con el número de divisiones celulares (medido por el número de nudos). De esa manera, la parte basal (proximal) de la planta que pro-

cede de semilla tiende a permanecer juvenil durante la vida de la misma. Aunque en términos de edad cronológica, esta parte es la más vieja de la planta, en términos de maduración es la más juvenil. Por otra parte, las extremidades superiores (o distales) de la plántula son las más adultas y una vez que se inicia la floración continuarán floreciendo.

En la obtención de floración precoz en los programas de fitomejoramiento o en el establecimiento inicial de un clon como cultivar los cambios continuados y rápidos de la fase juvenil a la adulta son de importancia. (83, 98, 112) Por ello, se han desarrollado procedimientos para acelerar la floración. De manera similar, la selección de material de propagación de la parte distal (madura) de la planta es útil para estabilizar el clon, (16, 106) en particular si con la fase juvenil van asociados caracteres no deseables como la presencia de espinas.

En patrones clonales de manzano de nueva obtención se ha registrado un cambio de potencial de enraizamiento entre el tiempo en que se produjo el patrón original y la época en que se efectuó su distribución comercial. En el curso de las propagaciones consecutivas que intervinieron, se efectuaron cambios en las fases juvenil → madura. (76) Este es un ejemplo de un cambio de fase indeseable.

La interrupción del desarrollo en la fase juvenil puede ser conveniente a fin de mantener cierto hábito de crecimiento, como en la hiedra (Fig. 8-3) o para retener la facilidad de enraizamiento. La selección de material para estacas de las partes basales juveniles de la plántula es un método ampliamente reconocido para propagar plantas difíciles de enraizar. Si esas plantas se cultivan en setos y se podan con frecuencia, es posible interrumpir el cambio juvenil—maduro y retener un buen potencial de enraizamiento (5, 61) (véase Fig. 9-19).

En el proceso normal de reproducción sexual se presentan reversiones de la fase adulta a la juvenil con el desarrollo subsecuente del embrión y la plántula procedente de semilla. En material vegetativo también pueden ocurrir otros tipos de reversión.

1. Reversiones que se desarrollan con la producción de brotes adventicios ya sea en callo, (99) en raíces (48, 85) o en sistemas de cultivo de tejidos (véase Cap. 16).
2. Se han efectuado reversiones con injertos consecutivos a patrones procedentes de semilla en caucho (75) y en eucalipto (37) y en hiedra juvenil (36) si van acompañados por temperaturas elevadas. En los cultivos asépticos repetidos en los que se ha empleado una antigua cultivar de vid, "Cabernet Sauvignon", han inducido reversión. (73)
3. En condiciones experimentales, el tratamiento con hormonas, principalmente con ácido giberélico en hiedras, (48) ha producido reversiones.

VARIACION GENETICA EN PLANTAS PROPAGADAS ASEXUALMENTE

Mutaciones

En las células pueden ocurrir cambios genéticos y conducir a cambios permanentes en partes del clon. Esta situación requiere que el cambio genético sea seguido por divisiones celulares en las cuales las células hijas ocupen una parte considerable del meristemo.

Los cromosomas están situados en el núcleo y están compuestos por cadenas largas de ácido desoxirribonucleico (ADN), con unidades repetidas (nucleótidos), que contienen azúcar, fosfato y una combinación de cuatro sustancias químicas (bases): citosina, guanina, adenina y timina. El arreglo de estas bases forma el código genético que constituye el genomio (esto es, los genes) de esa célula. El ADN se replica durante la división celular, pero ocasionalmente en esa

replicación ocurre un cambio que da como resultado una **mutación**. Una planta que se origina como resultado de una mutación es llamada **mutante**.

Los cambios genéticos pueden resultar de un reacomodo o reordenación de las cuatro bases (**mutaciones de punto**) o de **deleciones, duplicaciones o inversiones** de parte de un cromosoma. Los cambios genéticos también pueden resultar de la **adición o sustracción de cromosomas individuales (aneuploidía)** o de la **multiplicación de grupos enteros de cromosomas (poliploidía)**.

También el citoplasma tiene unidades replicables que contienen DNA, incluyendo a los **plastos** y a los **mitocondrios**. Estos sistemas, llamados **plastoma** y **condrionoma**, están implicados en forma independiente en la determinación de varias características de las plantas. (111) Los **plastomas** mutantes más notables afectan la producción de **clorofilas**, lo cual conduce, ya sea a la producción de plantas **albinas** o, más comúnmente, de plantas **variegadas** que tienen tejidos tanto **albinos** como **verdes**. (93, 111) Estas formas **variegadas** prácticamente se presentan en todas las especies.

El efecto de la mutación en la variabilidad de un clon dado depende de la tasa en que ocurra la mutación y la extensión que las células hijas de la célula mutante original ocupen dentro del meristemo de la rama. (15, 27, 93, 103) Las mutaciones pueden ocurrir espontáneamente con una tasa más o menos fija, pero la tasa puede variar con la localización de la célula en el meristemo. Las células del meristemo apical son relativamente estables y menos sujetas a tener mutaciones que aquellas de sistemas celulares menos organizados, como en las capas internas del meristemo o en el callo (véase Cap. 16). Esto es en particular cierto en los cambios en poliploidía. La tasa de mutación puede verse aumentada con el uso de diversos agentes mutágenos. (15)

La situación o localización de una célula mutada en un meristemo determina el que produzcan o no cambios permanentes en la planta. Si ocurre cerca de la base del meristemo apical, es probable que sea pasada por alto por el crecimiento de otras células no mutantes. Sin embargo, si se encuentra entre las células en división de la punta del meristemo de la rama o tallo, produce un sector de tejido mutante y conduce a un cambio de significación. Si el tejido mutante afecta a una característica conspicua, como color, (clorofila o pigmentación), puede detectarse con facilidad. Por lo general, esos cambios pasan desapercibidos hasta que las células mutantes ocupan una gran parte de un meristemo lateral y producen una rama entera (**mutación de yema**) (Fig. 8-6) o se usan en propagación. Tales plantas están formadas por más de un tipo genético de tejidos y se les llama **quimeras**.

Fig. 8-6 Un almendro (*Prunus dulcis*) en el cual una rama tiene una floración notablemente tardía. Esta representa una mutación de yema, en donde es evidente que ha ocurrido una mutación en los genes que controlan la época de floración.



La mayoría de los mutantes son defectivos y con el tiempo pueden reducir la productividad o producir en el clon algún efecto deletéreo. La propagación de clones durante un periodo largo puede conducir a variaciones entre las fuentes de propagación que no se identifican con facilidad sin efectuar pruebas extensas. (109, 116) Si el cambio resulta inferior, puede dar origen a plantas de tipo más malo que deben evitarse. (34, 87) En los cítricos, por ejemplo, es notorio porque tienen mutaciones en sentido inferior. (89)

Por otra parte, de algunas mutaciones de yema han resultado clones importantes, tanto en especies ornamentales como florales. (86, 108) En un huerto con miles de árboles de toronjas blancas, se encontró un árbol con solo una rama que producía toronjas de pulpa rosada: obviamente una mutación. La naranja sin semilla "Washington Navel" probablemente se originó como una mutación de yema del naranjo de Brasil, "Laranja Selecta". (71)

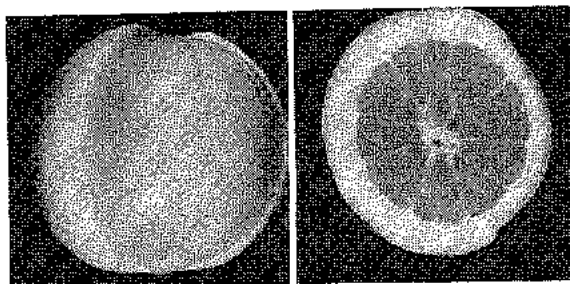
Quimeras

Las quimeras son plantas formadas por dos o más tejidos genéticamente diferentes que crecen en forma separada pero adyacentes en la misma planta. (7) Por lo común estos tejidos están dispuestos en el tallo, en capas o sectores. La mayoría de las quimeras se originan como una mutación de una célula en el ápice del tallo. Sin embargo, algunas aparecen como plántulas variables resultantes de hibridaciones. Las quimeras tienden a ser inestables en la propagación, pero el grado de estabilidad depende de su estructura, como se describe después, y del genotipo de la planta. (55, 111)

Las quimeras pueden ser curiosidades hortícolas o plantas de importancia económica. Plantas con follaje variegado, como las que se encuentran en *Citrus*, *Vitis*, *Pelargonium*, *Chrysanthemum*, *Hydrangea*, *Dahlia*, *Coleus*, *Euonymus*, *Bouvardia*, *Sansevieria* y otras, son ejemplos de quimeras. En estas plantas, los plastos de parte del tejido foliar carecen de la capacidad de producir clorofila, mientras que otras células foliares son normales. El patrón resultante muestra áreas definidas de colores verde y blanco (o amarillo) en la hoja.

Las quimeras de frutos, como la naranja de la Fig. 8-7 se presentan con frecuencia. Se han descubierto manzanas que tienen una mezcla de pulpa ácida y pulpa dulce y duraznos con superficies tanto velludas como lisas (nectarinas). (27) Formas rojas de manzanas (25, 86, 108) y de cultivares de patata son quimeras en las cuales la mutación del color rojo de la corteza está presente en la capa exterior o epidermis, quedando el tejido interno en la forma original no mutada. De manera semejante, existen cultivares de zarzamora sin espinas, en las cuales esa característica está restringida a la capa exterior del tallo. También pueden ocurrir quimeras cromosómicas (*citoquimeras*) en las cuales en partes del tejido del tallo las células son diploides; esto es, tienen el número de cromosomas normal para la especie y las células de otras par-

Fig. 8-7 Quimera mericlinal en una naranja "Washington Navel". La porción izquierda del fruto se ha desarrollado de la mutación produciendo una cáscara más gruesa que es de color amarillo en vez de anaranjado. Este es un ejemplo de un mutante indeseable.



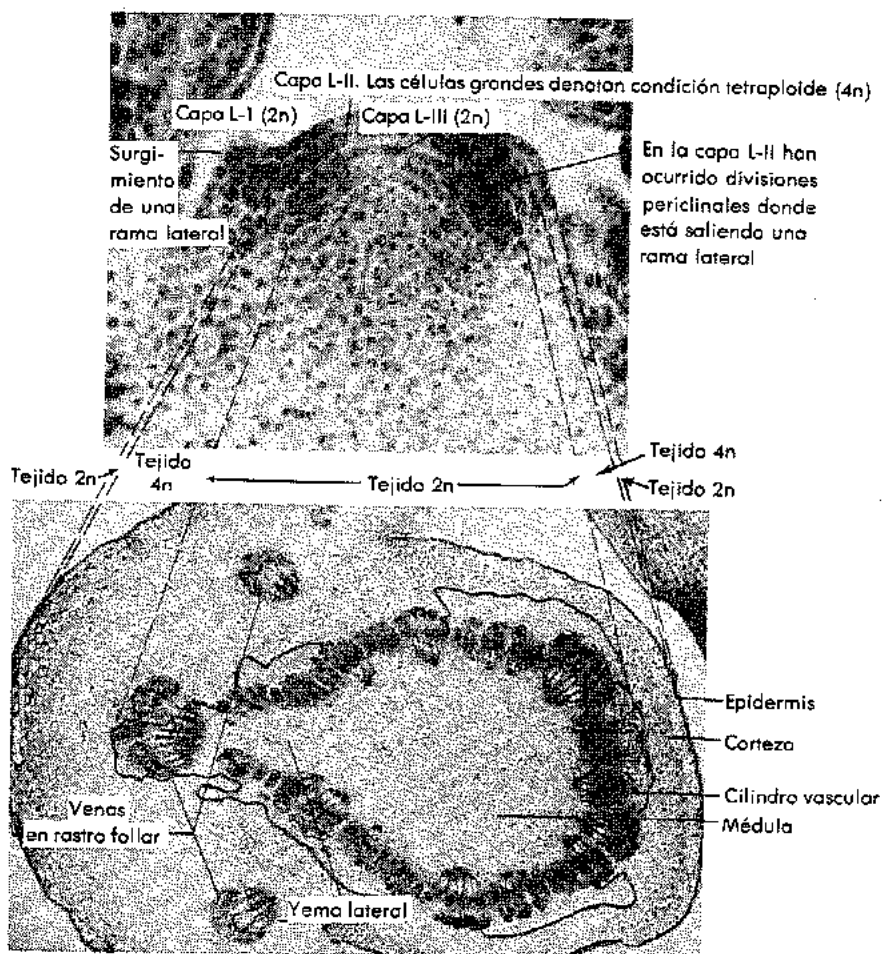


Fig. 8-8 Las quimeras se pueden originar por *mutación en una de las capas histogénicas* del meristemo apical. Microfotografías que ilustran una quimera en durazno mostrando (arriba) una sección longitudinal amplificada de la punta de la rama y una sección transversal del tallo que está debajo de la punta (abajo). Arriba: tres capas histogénicas de la punta son identificadas como L-I, L-II y L-III (véase texto). En este ejemplo, la L-I es diploide (2n), la L-II es tetraploide (4n) y la L-III es diploide (2n). Obsérvese que la capa L-I está formada por una sola hilera de células, pero que la capa L-II ha aumentado en espesor a cada lado debido a divisiones periclinales en el punto de iniciación de la hoja. Abajo: la epidermis del tallo es 2n debido a que se derivó de la capa L-I. La corteza y parte del sistema vascular son 4n, habiéndose derivado de la capa L-II. El resto del sistema vascular y la médula son 2n, siendo derivados de la Capa L-III. Tomada de Derman. (27)

tes del tallo son poliploides, es decir, tienen un mayor número de cromosomas que el típico de la especie. (26, 27, 33, 78, 79)

Las quimeras por lo general se originan de una *mutación (espontánea o inducida)* en una de las células en división del meristemo. (27, 93, 103) La Fig. 8-8 muestra que el ápice de la rama está formado por dos o más capas distintas (*túnica*) que está sobre una masa de células menos organizados (*corpus*). Las angiospermas tienen comúnmente tres capas diferentes; las gim-

nospermas y las monocotiledóneas tienen dos. Por comodidad, esas capas han sido designadas como L-I, L-II y L-III.

Estas capas mantienen su integridad debido a que las divisiones celulares se efectúan en una dirección específica. Una célula del meristemo se divide ya sea en dirección perpendicular a la superficie externa (anticlinalmente) o en dirección paralela a la misma (periclinalmente). Por lo general, las células de la L-I se dividen anticlinalmente y de ordinario resultan en una capa externa de células, demarcada, más o menos estable. Las células en la L-II, cerca del ápice, se dividen por lo común anticlinalmente, pero a mayor distancia del ápice se dividen al azar. Las células en la L-III se dividen en ambas direcciones.

En ocasiones una célula producida en una de las tres capas es desplazada a una capa adyacente. Si este cambio ocurre un poco cerca de la punta de crecimiento, de manera que la célula al dividirse produce una parte significativa de un nuevo tallo o una nueva hoja, se presentará un cambio quimérico estructural. Por ejemplo, puede ocurrir un desplazamiento de una citoquimera 2-4-2 a una 2-4-4 (o de 4-2-2 a 4-4-2) aunque el cambio no sea fácil de observar externamente. Es probable que un cambio de 2-4-2 a 4-4-2 se detecte con mayor facilidad, ya que produciría un cambio en la epidermis, pero este es menos común que ocurra. (27)

Las células de una capa dada dan origen a partes más o menos específicas del tallo y en consecuencia se les llama capas histogénicas. La L-I produce la epidermis, que tiene sólo una célula de espesor, pero a veces forma varias capas. La L-II produce la corteza externa y cierta porción del cilindro vascular. Las células reproductivas de las anteras y los óvulos usualmente son producidas en esta capa. La capa L-III por lo general da origen a la corteza interna, al cilindro vascular y a la médula. Sin embargo, como se ve en la Fig. 8-8, las partes del tallo que se originan de la L-II y L-III no siempre son consistentes. La iniciación de una quimera depende de la ubicación de la célula mutante dentro de estas capas. En general, una mutación que ocurre en una célula de una de estas capas afecta sólo a aquella parte del tallo que se origina de dicha capa. Así, si en la capa L-II de una planta diploide se origina una célula tetraploide, la planta resultante se describe como una citoquimera 2-4-2.

El desarrollo subsecuente de una quimera depende de la ubicación de las yemas laterales con relación a las áreas mutadas. Si una mutación ocurre a un lado del punto de crecimiento, es posible que sea afectada sólo una pequeña parte de ese tallo. Una rama lateral que se desarrolle de la parte mutada mostrará el carácter mutante. Una rama lateral que se desarrolle del lado opuesto del tallo original mostrará el carácter original (no mutado). Si la yema contiene tejidos tanto de los lados original como del mutado, entonces pueden presentarse varios tipos de arreglos quiméricos.

Quimera periclinal

En el tipo periclinal, se presenta un tejido de un genotipo en una capa relativamente delgada de una o varias células de espesor, cubriendo por completo a un núcleo genéticamente diferente. Este tipo es común y es el más estable en la propagación si se usan estacas de tallo o injertos de rama. El género *Rubus*, por ejemplo, tiene numerosas formas de zarzamoras sin espinas en las cuales la capa epidérmica carece del gene para espinosidad. (21) Estas plantas, por lo general, retienen estas características si se propagan por estacas de tallo o acodos de punta. Al propagar esas quimeras sin espinas por estacas de tallo, es significativo que las raíces se originan endógenamente debajo del tejido mutado, resultando que todo el sistema radical de esas plantas sin espinas está formado por células no mutadas. Si esas raíces se usan subsecuentemente como fuente de estacas de raíz, las plantas resultantes serán espinosas. De manera similar, las plántulas que se desarrollen de las semillas tomadas de la planta sin espinas serán espinosas debido a

que los gametos son producidos de células de tejido que se originó de la capa L-II (no mutada). Sin embargo, en algunas formas sin espinas la mutación abarca la capa L-II y éstas transmiten la característica (falta de espinas) a las plantas producidas por semillas. (22)

Algunas cultivares de patatas son quimeras periclinales. Su naturaleza puede demostrarse experimentalmente removiendo las yemas ("ojos") de los túberos y forzando la producción de otras adventicias, a partir de tejidos internos. Removiendo las yemas de la cultivar "Noroton Beauty" que tiene túberos moteados, se produce el cultivar "Triumph", que tiene túberos rojos. (2) El cultivar "Golden Wonder", que tiene túberos con una corteza gruesa de color bermejo es también una quimera, con tejidos internos característicos de la variedad "Langworthy", cuyos túberos tienen una corteza delgada, blanca y lisa. (20)

La propagación de una quimera periclinal por algunos tipos de estacas de hojas, como en la *Sansevieria* variegada, puede resultar en la regresión a la forma no mutada, ya que en este caso los brotes y las raíces adventicias se originan de tejidos internos no mutados.

Quimera mericlinal

El tipo mericlinal es semejante al periclinal, excepto que el tejido mutado ocupa sólo una parte de una de las capas y no se extiende por completo alrededor del tallo (véanse las Figs. 8-7 y 8-9). Este tipo de quimera es uno de los que con mayor frecuencia ocurren en forma natural, ya que la mutación de una sola célula en un punto de crecimiento puede producirlo. Sin embargo, no es estable y con la propagación vegetativa continuada tiende a cambiar a una quimera periclinal o revierte a una rama o quimérica. Una yema lateral que se origina de la porción quimérica será periclinal, mientras que las yemas laterales de la parte normal producen ramas normales. La quimera mericlinal continuará sólo en los brotes que se originen del punto de crecimiento terminal y de las ramas laterales en el borde de la porción mutada.

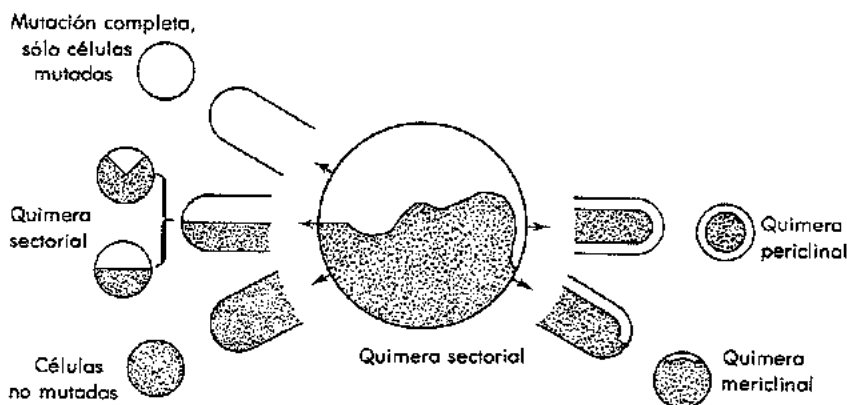


Fig. 8-9 Algunas plantas variegadas se originan como plántulas en las cuales la estructura inicial es una quimera sectorial. Este tipo puede desarrollarse si una mutación ocurre muy temprano en el desarrollo del embrión o si se producen un embrión o un óvulo "mixto" que tenga plastos tanto mutados como normales. Estas quimeras son inestables y las yemas que salen en diferentes posiciones pueden producir brotes formados por completo por células mutadas o enteramente por células no mutadas, o bien las ramas pueden ser quimeras sectoriales, mericlinales o periclinales, dependiendo de su ubicación. Adaptada de W. N. Jones, *Plant chimeras and graft hybrids*. Cortesía de Methuen & Co., Londres, Editores.

Quimera sectorial

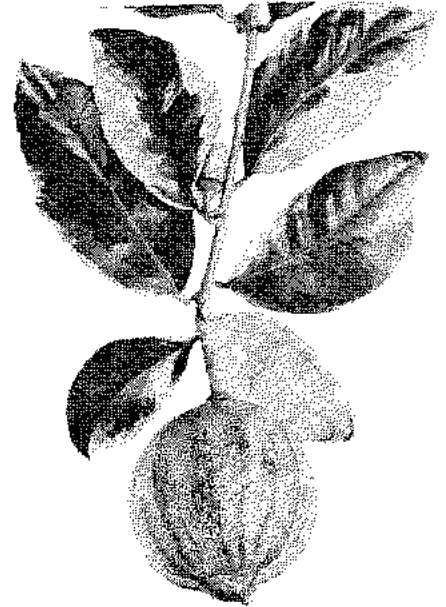
En el tipo sectorial de quimera (Fig. 8-9) el brote está compuesto por dos tipos de tejidos genéticamente diferentes, situados lado a lado para ocupar sectores definidos del tallo entero. Las hojas y las yemas laterales que se originen de ese brote pueden estar formados por dos tejidos combinados en diversas formas, dependiendo de su ubicación. Debido a la naturaleza del ápice del tallo, este tipo de quimera no es común en las ramas o tallos pero es usual en raíces. Debe ocurrir temprano en el desarrollo del embrión, antes de que se formen en el punto de crecimiento capas diferentes y, con la continuación del crecimiento, las diferentes partes de la planta se desarrollen ya sea normales, como mutantes o como una quimera periclinal.

La variegación en las plantas (Fig. 8-10) de ordinario es ocasionada por plasmagenes mutantes que afectan el desarrollo de la clorofila. (94, 111) Los patrones de color verde y blanco resultan en parte de los acomodos celulares mostrados en la Fig. 8-8, pero también depende del patrón específico del desarrollo de las células en las hojas. El eje o nervio de la hoja crece como un tallo, en su mayor parte de la L-III con capas de epidérmicas y subepidérmicas de L-I y L-II, respectivamente. La lámina de la hoja crece lateralmente desde cada una de las capas con L-I produciendo sólo la epidermis una sola capa. La lámina de la hoja está formada por capas de células con proporciones variables de células L-II y L-III, produciendo así los patrones típicos de variegación verde-blanco (albino).

Parte de la variegación puede ser causada por la segregación de plastos verdes y blancos dentro de la célula misma durante la mitosis. Esto produce un patrón más variable que la distribución más o menos organizada de células en una quimera normal. (93)

La variabilidad también puede deberse a causas diferentes a una quimera típica. En algunas plantas, ocurren mutaciones genéticas con una tasa elevada en un patrón fijo controlado por el genotipo de la planta. Por ejemplo, ciertos tipos desusados de variación en el color son controlados por sistemas de genes inestables, (14, 36, 66) involucrando unidades específicas en

Fig. 8-10 Un limón "eureka" variegado de color rosado, un tipo de quimera. Tomada de Hartmann, H. T., W. J. Flocker y A. M. Kofranek, 1981. *Plant Science*. Englewood Cliffs, N. J.: Prentice Hall.



el cromosoma, llamadas **elementos controladores** (36) o **mutantes de inserción**. (46) Estas unidades pueden cambiar posiciones en el cromosoma y producir variaciones en manchas y sectores con un patrón regular. En un tipo raro de variación, llamado **entrecruzamiento somático**, (35) se intercambia material genético entre los cromosomas en la mitosis, dando origen a que ocurran "manchas" ya que se desarrollan dos tipos de tejidos, ambos diferentes al tejido materno. Los patrones en mosaico puede ser causado por algunos virus. Por ejemplo, en ciertos tulipanes, las manchas de otro color son causadas por un virus en vez de una mutación. De manera similar, algunas variaciones son causadas por genes de "patrón" que lo continúan reproduciendo. (111)

QUIMERAS DE INJERTO

Aunque la mayoría de las quimeras ocurren en forma natural, también es posible establecerlas artificialmente por injerto. (8, 57) En una planta joven, injertada, si el injerto se corta severamente, casi hasta el nivel del patrón, en ocasiones del callo que se forma en la unión del patrón y el injerto, puede salir una yema adventicia. Las ramas que tienen ese origen son quimeras en las cuales las células de los dos componentes del injerto permanecen genéticamente independientes sin importar qué tan entremezclados se vuelvan.

En la literatura hortícola se han reportado varias quimeras de injerto. Hace años, Winkler (118, 119) produjo de manera artificial numerosas quimeras de injerto de tomate (*Lycopersicon esculentum*) sobre beleño negro (*Solanum nigrum*) y viceversa, que se injertan entre sí y producen callo con facilidad (véase Fig. 8-11). Winkler dio a esas ramas mezcladas el nombre de "quimera", recordando al monstruo mitológico que era parte león y parte dragón.

Se ha sabido de la existencia de quimeras de injerto naturales y se han propagado vegetativamente. En Florencia, Italia, en 1644 se descubrió un fruto mitad naranja y mitad acitrón. Apparentemente se originó de una yema adventicia que se formó del callo en la unión de un injerto de naranjo agrio (*Citrus aurantium*) sobre un patrón de acitrón (*Citrus medica*). (41, 101) De manera similar, el níspero (*Mespilus germanica*) injertado sobre espino blanco (*Crataegus monogyna*) ha conducido a la formación de varias quimeras. (8, 47)

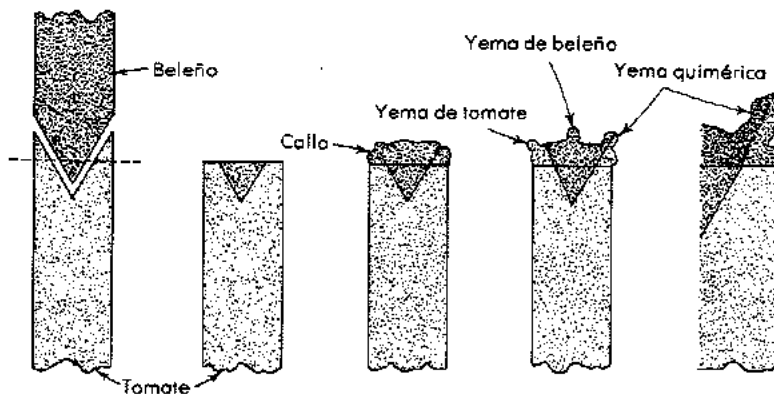


Fig. 8-11 Etapas del método de Winkler para producir un tallo quimérico con un injerto entre tomate y beleño. Adaptada de W. N. Jones, *Plant chimeras and graft hybrids*. Cortesía de Methuen & Co., Londres, Editores.

La posibilidad de desarrollar plantas quiméricas mediante cultivos de callos mezclados ha sido demostrada en tabaco, habiéndose producido ramas adventicias de una composición quimérica con dos especies separadas. (93)

ORGANISMOS PATOGENOS Y LA PROPAGACION VEGETATIVA

La propagación de plantas, ya sea por semilla o vegetativa, puede verse afectada de manera adversa por diversos organismos patógenos, como hongos, bacterias, insectos y ácaros, y para lograr el éxito en la misma se necesita controlarlos. Los programas de control deben ser incluidos como una parte esencial de las operaciones de propagación (véanse los Caps. 2 y 7).

De igual manera es el hecho de que ciertos organismos patógenos pueden ser diseminados junto con el material de propagación, ya sea en la superficie de la planta o en el interior de la misma. En consecuencia, se deben incluir procedimientos que eliminen la presencia del organismo patógeno si está presente o que detecten aquellas plantas o sus partes que estén libres de patógenos, que entonces puede ser utilizado como material de propagación. Los problemas fitopatológicos varían en las diferentes especies de plantas y para cultivos específicos es necesario consultar la literatura para conocer los detalles de su control. Por otra parte, algunos principios de control se aplican a todas las especies, dependiendo del problema existente. A continuación se describen grupos importantes de organismos fitopatógenos que están relacionados con la propagación de plantas:

Hongos

Los hongos son organismos que no fotosintetizan sino que deben obtener nutrientes orgánicos ya sea de materia orgánica muerta (saprofitos) o de tejidos vivos (parásitos). En algunos casos un hongo puede vivir tanto en tejidos vivos como muertos (*facultativo*) en comparación con aquellos que sólo pueden vivir en tejidos vivos o tejidos muertos (*obligados*).

Los hongos producen micelios, largos, ramificados, filiformes, formados por hifas, que invaden el sustrato para absorber alimentos y agua. Algunos hongos también producen esclerocios, que son masas de hifas densas y compactas, las cuales pueden resistir periodos de condiciones ambientales desfavorables.

Algunos de los muchos hongos perjudiciales asociados con la propagación son *Phytophthora* spp., *Pythium* spp. y *Rhizoctonia* spp. (52) Las medidas de control de los mismos incluyen la fumigación, pasteurización y tratamientos fungicidas asociadas con estrictas medidas sanitarias (véase Cap. 2).

Algunos hongos benéficos viven en una relación simbiótica con las células de las raíces de muchas plantas superiores, en una combinación que se conoce como micorriza. Estas combinaciones se han encontrado en algunas plantas cultivadas como maíz, soya, manzanos, cítricos, coníferas, álamos, abedules y otros árboles. Su papel es benéfico y en algunos casos esencial. (62, 64, 112) En otros, la eliminación de las micorrizas por fumigación ha conducido a que se presente deficiencia de zinc. (60)

Bacterias

Una bacteria es un organismo unicelular con una pared celular. Las bacterias ocurren universalmente y comprenden formas tanto benéficas como patógenas. En general invaden la planta

a través de heridas abiertas o de aberturas naturales en donde exista humedad libre. Las esporas durmientes de las formas no patógenas permiten que las bacterias sobrevivan a periodos secos y a que sean llevadas en la superficie del material o de las herramientas de propagación. Las principales fuentes de bacterias patógenas son las plantas paternas, el suelo o las mezclas para macetas contaminados. Las bacterias pueden existir en infecciones latentes hasta que la planta o las partes de propagación son colocadas en un ambiente favorable para su desarrollo. A menudo, la infección está asociada con heridas; las bacterias pueden ser en particular dañinas durante los procedimientos de propagación, en los cuales se hace necesario hacer cortes en los tejidos de las plantas.

Entre las bacterias patógenas que ocasionan serios problemas en la propagación se encuentran *Erwinia chrysanthemi*, *Erwinia carotovora* y *Pseudomonas* spp. (52) La bacteria que provoca la agalla de la corona (*Agrobacterium tumefaciens*) ataca a muchos cultivos de vivero, produciendo en ellos muchas agallas que las inutilizan para su venta. Un segmento del cromosoma de este organismo es transmitido al cromosoma huésped, haciendo que la planta continúe produciendo agallas aún en ausencia de la bacteria. (53)

Las bacterias son difíciles de controlar. La eliminación de las fuentes de contaminación, la esterilización de las herramientas y la pasteurización de los suelos son procedimientos sanitarios importantes. En ocasiones, el uso de antibióticos o de otros bactericidas es esencial para su control económico.

Virus

Los virus son organismos submicroscópicos formados por ácidos nucleicos (ARN o ADN) encerrados en una capa exterior de proteína. Los organismos viven dentro de las células vegetales como parásitos obligados, desarrollándose y multiplicándose en colaboración con los cromosomas de las células o en los cuerpos de insectos vectores. Los virus son muy pequeños, pero en algunos casos se pueden identificar con ayuda del microscopio electrónico. Dado que los virus tienen una envoltura de proteína, para su identificación se han usado también métodos serológicos. En un huésped susceptible, los virus alteran alguna de las funciones normales de las plantas, produciendo varios síntomas externos. A los virus se les caracteriza principalmente con el nombre del huésped y una descripción de los síntomas externos, por ejemplo, el virus del mosaico de tabaco (VMT) (TMV, siglas en inglés) y el virus de manchas de anillo en *Prunus* (VMAP) (PRSV siglas en inglés). Los virus pueden pasar de planta a planta mediante vectores, en su mayoría áfidos, saltones de las hojas, trips, ácaros, nemátodos y a veces en el polen o en semillas infectadas, pero el medio más importante de diseminación es el material de propagación. Los virus se mueven dentro de la planta en el floema y pueden cruzar una unión de injerto para infectar al injerto de un cultivar que se haga sobre un patrón infectado o viceversa. Cualquier clon que se haya propagado durante mucho tiempo es probable que se haya infectado con uno o más virus. Estos pueden influir en el crecimiento, el aspecto y la producción no sólo de la planta infectada sino también de las plantas que se propaguen de ella. Estos organismos permanecen en el clon, como permanecería un cambio genético, pero también son infecciosos. La amplia diseminación de los virus es atribuida en parte a las prácticas de propagación de vivero en que se han empleado injertos o patrones infectados por virus. Una vez presente, un virus permanece por tiempo indefinido dentro del huésped. Sin embargo, se han ideado métodos para identificar esas plantas y librarlas de los virus.

La severidad con que un virus afecta a un clon depende de las características del virus, de la tolerancia del clon específico al virus y en ocasiones de las condiciones ambientales acompa-

ñantes. Por ejemplo, el virus de mancha de anillo en *Prunus* produce un síntoma de choque que puede reducir fuertemente la supervivencia de los injertos de yema hechos en el vivero. (44) Luego ocurre la recuperación y los síntomas son mucho menos notables. La severidad del "choque" del VMAP difiere con las especies, siendo los ciruelos y los albaricoques menos afectados que los almendros, duraznos o cerezos. (107) En las fresas se han reconocido diversas enfermedades virósicas y hay una gran diferencia a la tolerancia de ellos entre las diversas cultivares. (38)

Es bastante común que los virus de las plantas produzcan síntomas notables a temperaturas bajas, pero que no son detectables cuando las plantas crecen a temperaturas más elevadas. (40) En este caso, ésta es una de las razones para producir la "semilla" de patatas en regiones más frescas en donde resulta fácil identificar las plantas enfermas, en particular aquellas afectadas por el virus del mosaico.

En muchas de las enfermedades virósicas (si no es que en la mayoría de ellas) es posible que haya infecciones múltiples de varios virus componentes. Por ejemplo, tres virus latentes, A, B y C, si están presentes individualmente en la fresa pueden no causar síntomas o sólo producir síntomas ligeros en un clon, pero pueden producir una reacción severa cuando están presentes en combinaciones de dos o tres. Esta situación indica el riesgo que implica distribuir clones con un solo virus "no patogénico", ya que infecciones posteriores por virus adicionales pueden tener consecuencias graves.

Organismos de tipo micoplasma

Los micoplasmas son organismos parásitos en extremo pequeños, intermedios entre bacterias y virus que viven en células vegetales o animales y se les puede encontrar en el floema de las plantas. No tienen forma constante, consistiendo sólo en una membrana que encierra al protoplasma viviente. Estos organismos se multiplican con rapidez, utilizando para su propio crecimiento el alimento de las plantas, haciendo que éstas se marchiten y empiecen a amarillarse. En algunas enfermedades producidas por estos organismos, los disturbios hormonales que ocasionan en las plantas inyectadas producen las *escobas de bruja* y otras deformaciones, como la conversión de partes florales a estructuras foliares. (29, 49, 51)

Otras enfermedades de las plantas que antes se pensaba que eran causadas por virus, ahora se cree que son causadas por micoplasma espiroplasma. Entre ellas se incluye a los *amarillamientos de los ásteres* en fresas y en ciertas hortalizas y ornamentales, la *enfermedad del achaparramiento del arándano azul*, la *declinación del peral* y la *enfermedad X* de los frutales de hueso. La susceptibilidad diferencial a organismos patógenos de tipo micoplasma han causado serios desórdenes de incompatibilidad de injerto, como la *declinación del peral*. Estos organismos pueden ser movidos de planta a planta por insectos vectores, usualmente saltones de la hoja o psílidos y son llevados en el material de propagación.

Organismos tipo rickettsia

Hay organismos de tipo rickettsia que están asociados con ciertas enfermedades de las plantas, como la *enfermedad de Pierce* de las vides (45) y del *achaparramiento* de los duraznos. (77) Estos organismos son transmitidos por insectos vectores de planta a planta o llevados en la semilla y en el material de propagación vegetativa. Las rickettsias son consideradas como bacterias altamente modificadas, que parasitan principalmente en artrópodos, pero se sabe que

también se hospedan en el hombre y en otros mamíferos, así como en ciertos insectos homópteros. (24)

Viroides

Los viroides son agentes en extremo pequeños que ocasionan ciertas enfermedades infecciosas como el *túbero abusado de las patatas*, la *exocortis de los cítricos*, el *moteado de los crisantemos*, el *achaparramiento de los crisantemos* y probablemente la *quemadura del sol de los aguacates* (100) y la *cadang-cadang* en los cocoteros. Al principio algunas de estas enfermedades se atribuyeron a virus. La estructura de los viroides se presenta como una molécula individual, libre, del ARN de peso molecular bajo que de alguna manera se relaciona con los cromosomas de las células para producir los síntomas. El tamaño de un viroide es de alrededor de 1/10 del tamaño de la molécula de virus más pequeña. Algunos de ellos son transmitidos con facilidad tanto mecánicamente como por injerto. Para estudiar los viroides se necesitan indicadores especiales y plantas indicadoras sensibles, debido a que sus síntomas se desarrollan con lentitud y son difíciles de detectar. Los viroides son portados en material de propagación vegetativa y algunos son transmitidos por semilla. Característicamente algunos de éstos se multiplican con más rapidez a temperaturas elevadas.

Los métodos de detección implican la extracción y purificación de ácidos nucleicos de las células, seguida por la detección de la especie única de ARN viroide por electroforesis. (100) Los viroides no pueden ser identificados por medio de pruebas serológicas o con la mayoría de los métodos de pruebas para virus.

Nematodos

Los nemátodos parásitos de las plantas son gusanos microscópicos (de 0.5 mm a 3 mm) de tipo anguila, que atacan raíces, tallos, follajes e inflorescencias. Los nemátodos son de significación en la propagación debido a su presencia en las raíces de las plantas, en bulbos y en otras estructuras.

Los propagadores controlan los nemátodos usando material libre de ellos y aplicando medidas sanitarias, fumigación o pasteurización al material de propagación (véase Cap. 2).

PRODUCCION Y MANTENIMIENTO DE CLONES LIBRES DE ORGANISMOS PATOGENOS Y FIELES AL TIPO

Para la propagación vegetativa de clones se requiere emplear procedimientos que mantengan la identidad genética, detecten las modificaciones genéticas y excluyan organismos patógenos, como hongos, bacterias, nemátodos, virus y organismos de tipo micoplásmico. Históricamente muchas de las prácticas de propagación y producción se basan en reducir al mínimo el efecto de las enfermedades. Clones (a veces muy valiosos), expuestos a la deterioración debida a cualquiera de las causas anteriores han tendido a desaparecer. Las cultivares de propagación clonal que han sobrevivido son aquellas que crecen y se producen en un medio dado a pesar del hecho de que pueden ser portadores de virus latentes o que están expuestos a diversos agentes patógenos. Sin embargo, cuando un clon que es satisfactorio en un área es transferido a un ambiente diferente, puede quedar expuesto a nuevos agentes patógenos contra los cuales no

tiene resistencia. O bien, en el nuevo ambiente puede aportar agentes patógenos de los que es portador a otras especies. Las incompatibilidades de injerto en ocasiones son causadas por agentes infecciosos a los cuales ya sea el patrón o el injerto son hipersensibles. El llevar una planta enferma a las cercanías de material sano conduce a que se infecten todas. Los procedimientos cuarentenarios están diseñados para reducir al mínimo la diseminación de enfermedades debida a movimientos de material de plantación y propagación que sea portador de enfermedades.

Mantenimiento de la identidad genética

La expresión *fiel al tipo* implica dos conceptos diferentes que en ocasiones son usados como sinónimos. Uno de ellos es *fiel al nombre*, significando que la fuente de propagación es de la cultivar que se desea y no de alguna otra planta incorrectamente identificada. *El material de propagación puede mezclarse mecánicamente, se pueden cambiar las etiquetas o marcas y los errores no se descubren sino hasta que se han propagado millares de plantas nuevas.*

El segundo concepto, *fiel al tipo*, significa no sólo que la planta es de la cultivar correcta, sino también que no representa ninguna variante de significación del fenotipo esperado que pudiera afectar su comportamiento y producción. (55)

La inspección visual de las plantas de origen o fuente, de preferencia cuando están en su etapa de floración o fructificación o en una etapa madura de desarrollo, es la prueba usual de fidelidad al tipo. Sin embargo, la inspección visual tiene sus limitaciones, en cuanto a que la variación puede no ser lo suficiente notable como para ser detectada o que puede estar encubierta por el medio ambiente o por el manejo del bloque originador. La variante puede ser una quimera que abarca sólo sectores limitados de tejido. Las yemas que se originen de esos sectores producirán plantas variantes. Para seleccionar fuentes específicas de una cultivar puede ser conveniente cultivar plantas de prueba (haciendo una prueba de descendencia). (55, 116)

Existen algunas pruebas bioquímicas para ayudar a separar las diversas especies y cultivares. Una prueba útil es identificar los patrones de banda en geles electroforéticos que son únicos para cierta especie o cultivar. Estos se utilizan para obtener las "huellas digitales" bioquímicas de las plantas. (58)

Exclusión de organismos patógenos

El control de organismos patógenos en el material de propagación (95) comprende dos conceptos diferentes del control de enfermedades: (4, 5)

El término *material libre de enfermedades* indica la ausencia de síntomas de enfermedad, aunque puedan existir presentes organismos patógenos. Diversas condiciones ambientales, prácticas de cultivo o tolerancia del material pueden encubrir los síntomas visibles de la enfermedad y las plantas se pueden propagar conteniendo patógenos, que posteriormente, en ciertas condiciones, manifiestan síntomas visibles de la enfermedad.

El término *material libre de patógenos* indica la ausencia de organismos patógenos sobre o en el material de propagación y la prevención de la infección de las plantas cultivadas durante la propagación. (117) Sin embargo, la ausencia completa de todo organismo patógeno no necesariamente se logra y es posible que no sea un ideal práctico. (97) En ausencia de síntomas visibles de enfermedades, la existencia de un organismo patógeno sólo se puede conocer me-

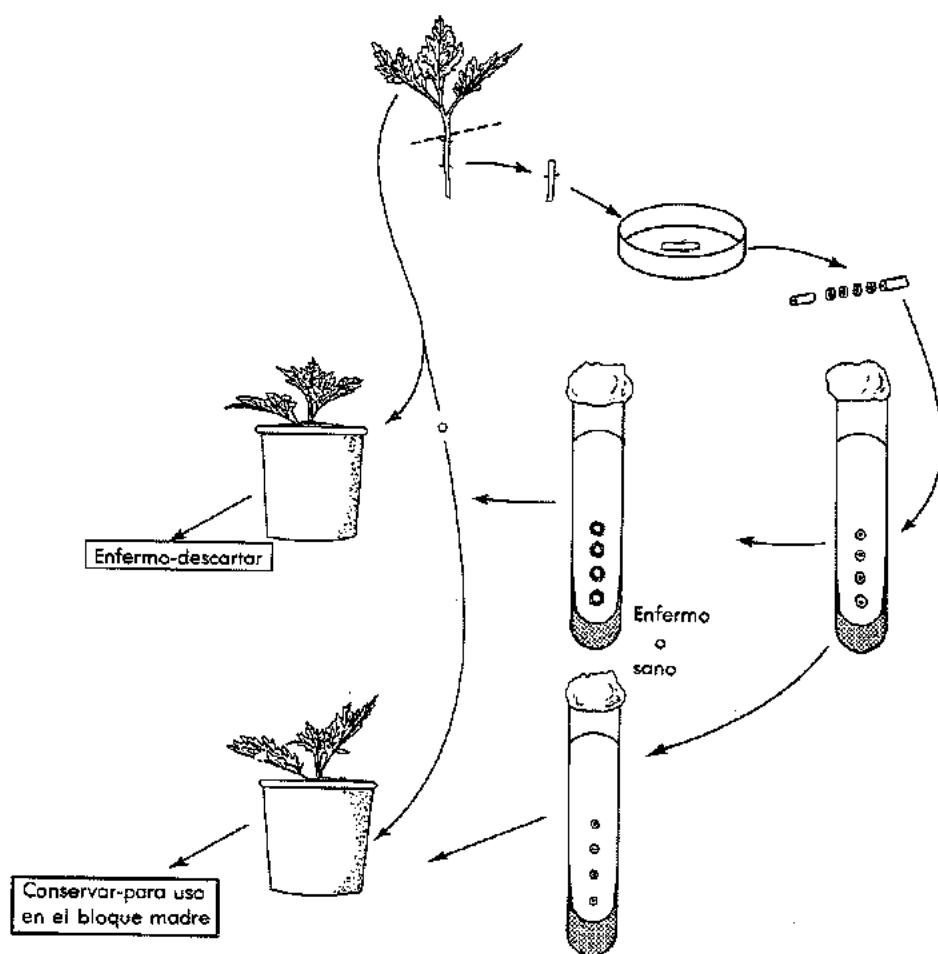


Fig. 8-12 Pruebas para fuentes de material de propagación respecto a la presencia de organismos patógenos (hongos y bacterias), como se ilustra para la marchitez por *Verticillium* en estacas de crisantemo. Tomada de Baker y Chandler, (5) *California Division of Agricultural Sciences, Manual 23*.

dian­te pruebas de catalogación específicas. En consecuencia, los organismos patógenos pueden estar presentes pero no ser identificados por las pruebas de catalogación usadas. Por tanto, una expresión preferible sería **probado respecto a patógenos específicos** (specific pathogen-tested) o **SPT**, significando "probado para organismos patógenos específicos según determinados mediante pruebas específicas de catalogación". (74) Si se trata de virus específicos, se puede usar la expresión **pruebas para virus específicos SVT** (specific virus test). Si la fuente es un solo me­ristemo o planta, la fuente sería entonces un clon **SPT** o **SVT**.

Cualquier programa que utilice SPT, fuentes fieles al tipo o clones para propagación comprende las tres fases siguientes:

1. Selección inicial de una fuente de material de propagación.
2. Mantenimiento de ese material en un bloque con las precauciones adecuadas contra la infección.

Fig. 8-13 Método para catalogación del cerezo Shirafugen. Se toman yemas del árbol sospechoso y se insertan en una rama de cerezo Shirafugen. Si no está presente el virus de la mancha de anillo en *Prunus* (VM AP), las yemas cicatrizan normalmente (derecha). Si hay presente VM AP, la yema muere, aparece goma y en el parche de injerto se presenta tejido necrótico. El tiempo para la prueba es de un mes.



3. Un sistema de propagación y distribución mediante el cual ese material es diseminado sin infección y que mantenga la identidad del cultivar y de la fuente. El sistema mismo de propagación no debe inducir variabilidad. (10)

Selección inicial

La selección de una fuente de propagación adecuada comienza con la identificación de plantas fieles al tipo. De ordinario, el mejor sitio inicial es una planta adulta en floración o fructificación, de preferencia con una historia de comportamiento superior. Las plantas individuales se deben inspeccionar visualmente respecto a la ausencia de síntomas de virus o de otras enfermedades patógenas así como respecto a la fidelidad al tipo. Asimismo es de valor la información respecto al comportamiento de plantas descendientes de esa fuente. Es esencial que tanto la planta fuente u original, como el material de propagación que se tome de ella sean etiquetadas con el nombre correcto. Cuando se trata de un gran número de plantas, el uso de una codificación de color resulta una práctica útil para el viverista.

El segundo paso es catalogar la planta fuente respecto a virus latentes, hongos y otros organismos patógenos, empleando un indicador de la gama mínima de hospedaje recomendada y los procedimientos prescritos. (39)

El cultivo de catalogación para identificar material libre de hongos y bacterias se ilustra en la Fig. 8-12. (5) El principio del mismo es colocar porciones de la planta en condiciones asépticas de cultivo usando un medio que favorezca el desarrollo del organismo patógeno. Este método se emplea comercialmente en sistemas de producción de varias ornamentales, como crisantemos, claveles y *Pelargonium*.

La catalogación por virus es usada para detectar virus y otros organismos sistémicos mediante su transmisión a una planta indicadora sensible a ellos, la cual desarrolla los síntomas. (95) En algunos casos, la catalogación se hace de manera mecánica transfiriendo savia a hojas de huéspedes indicadores herbáceos específicos. En otros casos, principalmente cuando se trata de plantas leñosas, la catalogación se hace injertando una porción de la planta sospechosa (como yemas, púas, hoja o corteza), a una planta indicadora. En las Figs. 8-13 y 8-14 se muestran es-

Fig. 8-14 Procedimiento de injerto usado en el método de hoja separada para transferencia de virus de la fresa. *Izquierda:* se remueve la hoja terminal, se parte el peciolo y se inserta la púa (hoja separada). *Centro:* unión parcialmente envuelta con cinta de látex. *Derecha:* vista ampliada mostrando la unión cicatrizada 40 días después del injerto. Cortesía de R. S. Bringham.



tas dos técnicas. En otro procedimiento que se usa con árboles frutales, en una planta procedente de semilla (plántula) cultivadas en invernadero en las condiciones favorables prescritas para favorecer el desarrollo de los síntomas del virus se injertan yemas tanto de la planta a probar como de las plantas indicadoras. El virus debe moverse no sólo a través de la unión del injerto sino también a través de una sección intermedia de tejido neutral. (39)

Otras técnicas para la detección de virus incluyen a la microscopía electrónica y a la serología. Las pruebas de serología han sido importantes, ya que con estas pruebas se pueden identificar proteínas únicas asociadas con patógenos específicos. Un método en particular útil es la prueba ELISA (Enzyme-Linked Immunosorbent Assay) (*Ensayo Inmunoabsorbente de Enzimas Ligadas*), que puede desarrollarse para cualquier organismo patógeno o virus que tenga un patrón exclusivo o único de proteína. El extracto purificado del patógeno se inyecta a un conejo o a otro animal. Los anticuerpos específicos producidos en el cuerpo del animal reaccionan contra la proteína del virus. Cuando se vuelve a probar un extracto que contenga la misma proteína, no se produce reacción, observándose ésta sólo con una proteína extraña. Este método es muy sensible y altamente específico. (19, 95) La identificación de ciertos viroides es posible hacerse extrayendo y purificando la especie única de ARN y observando las bandas características en un gele electroforético. (100)

Procedimientos para eliminar organismos patógenos de partes de plantas

Si no se encuentran plantas de origen, o maternas, libres de organismos patógenos, resultan útiles algunos procedimientos para eliminarlos de alguna parte de la planta. Una sola parte pequeña, como una estaca de punta, una escama de bulbo, una yema lateral o una yema meristémica puede ser el punto inicial como material de SPT. En este caso la fuente de SPT se convierte en un clon SPT.

a. Selección de plantas no infectadas. Algunas partes de una planta pueden estar infectadas y otras no. Los organismos que habitan en el suelo, como *Phytophthora*, se pueden evitar tomando sólo estacas de puntas de plantas originales altas que estén fuera de contacto con el suelo. De manera similar, usando la porción apical de ramas vegetativas y descartando las porciones inferiores a menudo se pueden evitar tejidos infectados por organismos que causan marchitez vascular (*Fusarium*, *Verticillium* y *Phytophthora*). (5)

b. Cultivo de ápices de ramas o tallos. El punto terminal de crecimiento de una planta con frecuencia está libre de virus y de otros organismos patógenos, aunque el resto de la planta esté infectado. Con la excisión y el cultivo aséptico de ese pequeño segmento se puede iniciar un clon SPT. Entre las plantas en que se han usado cultivos de tejidos del ápice del tallo se encuentran las siguientes. (74, 81)

cultivos florales: crisantemos, claveles, dalias, geranios, orquídeas spp., amaryllis, freesia, gladiolas, iris, lirio, narciso y nerine.

hortalizas: ajo, coliflor, coles de briselas, ruibarbo, patata, batata.

frutales: manzano, frutales de hueso, baya de ganso (*Ribes*), fresa, frambuesa, vid, cítricos, piña, banano.

otros: caña de azúcar, lúpulo, casava, taro.

Para cultivares de plantas leñosas difíciles de iniciar como estacas, posiblemente se pueda usar el microinjerto *in vitro*. Sin embargo, el cultivo de los ápices del tallo es posible que no elimine todos los organismos patógenos. Para verificar su sanidad, se deben hacer pruebas posteriores de catalogación. (10, 52, 81, 95)

c. Tratamientos con calor, de corta duración. Este procedimiento se ha usado bastante para liberar muchas especies de plantas o sus partes, bulbos y semillas de hongos bacterias y nemátodos (3, 59). La planta se expone a temperaturas suficientemente elevadas por el tiempo necesario para destruir al organismo patógeno, pero no tan altas como para matar la planta. Para proporcionar el material inicial libre de organismos patógenos sólo se necesita que sobreviva una planta. (Cuando se trata todo el material de plantación se necesitan tratamientos menos drásticos; por ejemplo, en las plantaciones comerciales de cormos de gladiolos.) Los tratamientos pueden variar con las diferentes especies de plantas de 43.5 a 57 °C, desde media hasta 4 h. Los métodos de tratamiento incluyen al remojo en agua caliente y exposición al aire caliente o a vapor aerado. Por ejemplo, el agente causal de la *enfermedad de Pierce* en las vides puede ser eliminado con la inmersión de la madera de propagación en agua caliente a 45 °C durante 3 h, previniendo con ello la posibilidad de llevar a nuevas áreas esta enfermedad en la madera enferma. (45) Antes de aplicar un tratamiento de calor de este tipo es conveniente endurecer el material vegetativo o reducir el contenido de humedad de las semillas.

d. Tratamientos con calor de baja intensidad y larga exposición. Con este tratamiento se puede librar a muchas especies de plantas de enfermedades virósas. (3) Las plantas se cultivan en macetas hasta que estén bien establecidas y tengan una amplia reserva de carbohidratos; luego se les mantiene en una cámara entre 37 y 38 °C durante dos a cuatro semanas o más. De estas plantas tratadas se pueden tomar yemas e injertarlas en patrones "libres de virus", o bien, se pueden tomar estacas y hacerlas enraizar. Otro procedimiento consiste en insertar la yema de la planta infectada en el patrón antes de dar el tratamiento.

e. Combinaciones de tratamiento con calor y cultivo del ápice de talla. En varias plantas, ciertos virus son tolerantes al calor y no son eliminados con los tratamientos usuales con calor y con el solo cultivo de los ápices no se eliminan los virus de todas ellas. Para la eliminación de los virus ha resultado efectiva una combinación de los dos métodos. Las plantas infectadas se tratan con calor de 38 a 40 °C durante cuatro a seis semanas, luego de las plantas tratadas con calor se remueven asépticamente los ápices apicales del tallo, de unos 0.33 mm de largo, y se cultivan *in vitro* en probetas que contengan un medio nutriente. El crecimiento subsecuente de estos ápices da origen a plantas madres que se convierten en fuentes de clones SVT.

f. *Tratamiento químico del material de propagación.* En ocasiones se puede utilizar este procedimiento para erradicar organismos patógenos que son portados en el exterior. Por ejemplo, el alcatraz blanco (*Zantedeschia*) puede ser librado del hongo *Phytophthora* removiendo los rizomas durante 1 h en una solución débil de formaldehído.

g. *Cultivo de plántulas (apomícticas y no apomícticas).* Debido a que muchos virus no son transmitidos en las semillas (aunque hay excepciones), el cultivo de plantas a partir de semilla (plántulas) puede usarse para producir nuevos clones SVT para reemplazar cultivares antiguas que se han deteriorado por infección de virus. En las especies en que ocurren, el cultivo de plántulas apomícticas proporciona un medio tanto para preservar un clon existente como para eliminar virus del mismo. Este procedimiento se ha utilizado en cítricos. Las plántulas nucelares constituyen las bases de clones mejorados SVT de cultivares antiguas. (16) En especies de cítricos que no producen naturalmente embriones nucelares, se ha inducido su formación con el cultivo aséptico de tejido nucelar. (82)

Mantenimiento del material de propagación

Una vez que se ha obtenido una fuente de material de plantas fieles al tipo y probado respecto a *organismos patógenos específicos* (SPT), se debe multiplicar y mantener en condiciones que prevengan la infección y que al mismo tiempo permitan identificar cualquier cambio genético de significancia respecto a la fuente original. Una plantación, ya sea un invernadero en el campo o en un huerto en la cual el material de propagación es mantenido bajo control especialmente como fuente de propagación se conoce como *lote o plantación de material materno*. En el caso

Registro y certificación de clones probados respecto a organismos patógenos específicos (SPT)

Se han desarrollado programas para seleccionar y producir clones fieles al tipo y SPT para diversas especies que se propagan clonalmente, basados en programas similares establecidos para plantas que se cultivan de semilla. (67) Ejemplo de ello son los existentes para patata, fresa, cítricos, vid, manzano, peral y frutales de hueso. Los detalles varían según el cultivo y los organismos patógenos específicos que se vayan a controlar.

El programa básico comprende ciertos términos y principios generales. Usualmente se selecciona dentro de la variedad el *material nuclear*, por lo general, de una sola planta o un meristema y se hace una *plantación básica* (en huerto, viñedo, campo, tubo de ensaye o invernadero). Se registra la localidad de las plantas individuales. De ordinario, en este paso se cultiva sólo un número pequeño de plantas, ya que éstas se conservan para proporcionar material a los propagadores para su multiplicación, no para cultivo comercial. Si se utilizan clones SPT de más de una fuente, se debe mantener por separado su identidad, cuando menos hasta que las pruebas de descendencias muestren que son idénticas. Partiendo de material procedente de una plantación básica, en un vivero dado se establece por separado un *bloque materno* o un *huerto del que se tome el material para injertar*. Para estos bloques también se han prescrito requisitos de aislamiento, manejo e inspección.

Para multiplicar la provisión de material de propagación y producir el material comercial, se puede utilizar un *lote o bloque de incrementación* con requisitos menos estrictos, a fin de reducir el tamaño de los bloques maternos, cuyo mantenimiento es más costoso.

Para la venta comercial se produce *material certificado*. El material de propagación procede principalmente de bloques maternos o de incrementación, pero puede provenir directo de bloques básicos. Por convenio, el material certificado se identifica con una etiqueta *azul*, el básico con una *blanca* y el material del bloque de incrementación con una etiqueta color *púrpura*.

Términos usados para designar categorías de cultivares propagadas clonalmente

Clon: Cultivar genéticamente uniforme propagada con métodos vegetativos, originada de una sola planta, ya sea procedente de semilla (plántula), o de una mutación de yema en un solo miembro del clon.

Variante: Planta individual o parte de una planta que difiere de otros miembros del clon en algún carácter de significancia. Si se demuestra que la variante es debida a causas genéticas se le llama un *mutante*. Esta variante puede dar origen a una *mutación de yema* y convertirse en el origen de una nueva cultivar, si después de su propagación vegetativa resulta útil y estable.

Fuente: Término que se aplica a material de propagación de un origen específico dentro de una cultivar. Por ejemplo, los propagadores de árboles frutales y de vides pueden mantener una fuente específica durante generaciones vegetativas consecutivas. Estas fuentes han sido llamadas *líneas de yema*, *tazas* o *subclones*. (109) Pueden o no presentar diferencias actuales en su reacción a los organismos patógenos o a su potencial genético.

Fuente SPT (probada respecto a organismos patógenos específicos) o SVT (probada respecto a virus específicos): Grupo de plantas dentro de un clon seleccionado como libre de organismos patógenos específicos, según se haya determinado mediante las pruebas de catalogación prescritas. Si este grupo se originó de una sola yema, estaca, punta de rama o tallo, o meristemo, se le debe llamar *clon SPT* o *SVT*. El clon SPT debe tener una etiqueta indicadora de su identidad única.

Ortet: Término usado principalmente en forestería para designar a una plántula de la cual se han derivado plántulas propagadas en forma vegetativa.

Ramet: Término que se refiere a la descendencia de un ortet obtenida por propagación vegetativa. Se puede referir a los descendientes obtenidos por propagación de un ortet original como a generaciones de injerto.

de árboles frutales o de nueces, este bloque puede ser un huerto de injertos, del cual se obtenga material como fuente de propagación. Estos bloques permiten al propagador manejar las plantas para obtener la mayor cantidad posible de material para ser injertado y controlar los problemas potenciales de organismos patógenos y genéticos.

La preservación de una fuente de propagación SPT abarca tres aspectos: *aislamiento, control sanitario e inspección y pruebas periódicas*. El aislamiento es necesario para separar a las plantas de los agentes infecciosos. Un requerimiento mínimo es separar el bloque fuente de material de propagación del área de propagación. Esto se logra mejor cultivando las plantas fuente en macetas y conservándolas en una instalación cubierta con malla de alambre, a prueba de insectos, o en un invernadero de entrada restringida. Los cultivos de árboles deben estar cuando menos a 800 m de las fuentes potenciales de enfermedades virósas. En California, los viveros de fresas se cultivan en valles aislados en las montañas, lejos de las áreas de producción.

El control sanitario es esencial para eliminar agentes patológicos que vayan en o sobre equipo, herramientas, mezclas de suelo, etc., que no estén limpios (véase Cap. 2).

Las plantas fuente u originales deben probarse periódicamente para detectar evidencias de contaminación y cerciorarse que las plantas cubren las normas originales de sanidad. Para ello se usa la inspección visual junto con métodos de catalogación y de cultivo. Se deben establecer procedimientos específicos para los diversos cultivos.

Para el mantenimiento y distribución de plantas SPT y fieles al tipo a veces se ejecutan programas especiales. Para ciertos cultivos hay disponibles programas de registro y certificación. El U.S. Department of Agriculture mantiene depósitos de árboles frutales y de nueces, tanto para cultivares establecidas (39) como para conservación de germoplasma. (102)

Sistema de distribución de los materiales de propagación

El objetivo de los sistemas de distribución es proporcionar plantas de vivero que llenen normas mínimas de limpieza y de pureza genética. Estas normas pueden ser establecidas por los propagadores o bien por alguna autoridad legal. Los propagadores deben estar familiarizados con las disposiciones cuarentenarias y de control de organismos patógenos que rigen el movimiento o venta de plantas propagadas. El desarrollo, mantenimiento y distribución de material materno SPT puede aumentar los costos de producción, pero estos gastos adicionales se pueden justificar con la protección que obtienen el propagador y el consumidor, así como con el incremento del valor del material propagado. Además, es posible que con ello se obtenga una mayor producción de material de vivero. Si se utilizan materiales de fuentes diferentes y se propagan muchas cultivares, es de importancia mantener tanto la cultivar como la fuente de identidad, no sólo en las operaciones de vivero sino también en su distribución al consumidor final. Si surge algún problema respecto a la calidad final del material, debe ser posible identificar el origen del mismo en la etapa correspondiente de la secuencia de propagación y se debe corregir con prontitud.

LA LEY DE PATENTES DE PLANTAS

El 23 de mayo de 1930 se promulgó una reforma a la Ley de Patentes de los EUA (30) que permitió a los originadores de nuevas formas de plantas en ese país conseguir una patente sobre ellas. Esta reforma dio impulso al desarrollo e introducción de nuevas plantas mejoradas al establecer la posibilidad de recompensa monetaria para los fitomejoradores privados y a los horticultores alertas que introduzcan plantas valiosas. Ha estimulado a los cultivadores de frutas y de ornamentales a poner cuidado y prestar atención a las posibilidades de descubrir o lograr nuevas formas de plantas. Numerosas personas observadoras, o afortunadas, han recibido magníficas recompensas por sus descubrimientos.

En realidad, lo que puede patentarse, según lo señala la ley, es "cualquier variedad de planta diferente y nueva, incluyendo variaciones cultivadas, mutaciones, híbridos y plántulas de nuevo hallazgo, que no sea una planta propagada por tubérculo o una planta encontrada en estado no cultivado". Para que una nueva planta sea patentable debe ser una que se haya reproducido asexualmente y que pueda propagarse por ese método en forma comercial, ya sea por estacas, acodado o injerto. También se da protección a algunas cultivares propagadas por semilla.

Las características que hacen que una planta sea "diferente y nueva", y en consecuencia patentable, incluye caracteres tales como: hábito de crecimiento, inmunidad a la enfermedad, resistencia al frío, a la sequía, al calor, al viento o a condiciones de suelo específicas; el color de la flor, de la hoja, del fruto o del tallo; el sabor; la productividad, incluyendo, en el caso de las frutas, cualidades de producción continua; cualidades para el almacenamiento; forma y facilidad de reproducción.

El solicitante de una patente de plantas debe ser la persona que ha inventado y descubierto, así como reproducido, en forma asexual, la nueva variedad que trata de patentar. Si una

persona que no es el inventor solicita la patente y se le llegara a conceder, esa patente no será válida: además, esa persona queda expuesta a penalidades criminales por cometer perjurio. No se considera patentable una planta que se ha encontrado creciendo en estado silvestre.

Una patente de plantas expedida a un individuo es una concesión que consiste en el derecho de excluir a otras personas de reproducir la planta, o de vender, o usar la planta reproducida en esa forma. En realidad, es una concesión que el gobierno de los EUA, a través de su oficina de patentes, da al inventor (o a sus herederos o asignatarios), ciertos derechos exclusivos sobre un invento por un término de 17 años en los EUA, sus territorios y sus posesiones. Una patente expedida en los EUA no proporciona protección en otros países. El mero hecho de que se otorgue una patente a una planta no lleva implícita ninguna recomendación del gobierno de alta calidad o mérito. La única implicación de la patente de una planta es que ésta es "diferente y nueva".

La U.S. Plant Variety Protection Act, (Ley de Protección de Variedades de Plantas), que entró en vigor en 1970, extendió la protección de la patente a ciertas cultivares propagadas sexualmente que pueden mantenerse como "líneas", como aquellas de algodónero, alfalfa, soya, *Tagetes*, pasto azul y otras.

BIBLIOGRAFIA

1. Ashby, E. 1949. Leaf shape. *Scient. Amer.* 181:22-24.
2. Asseyera, T. 1927. Bud mutations in the potato and their chimerical nature. *Jour. Gen.* 19:1-26.
3. Baker, K. F. 1962. Thermotherapy of planting material. *Phytopathology* 52:1244-55.
4. ———. 1972. Disease-free propagation in relation to standardization of nursery stock. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 21:191-98.
5. Baker, K. F., and P. A. Chandler. 1957. Development and maintenance of healthy planting stock. In *The U.C. system for producing healthy container-grown plants*, K. F. Baker, ed. Calif. Agr. Exp. Sta. Man. 23, pp. 217-36.
6. Banks, M. S. 1979. Plant regeneration from callus from two growth phases of English ivy, *Hedera helix* L. *Z. Pflanzenphysiol.* 92:349-53.
7. Bateson, W. 1916. Root cuttings, chimeras and "sports." *Jour. Gen.* 6:75-80.
8. Baur, E. 1909. Pfropfbastarde Periclinal Chimaeren and Hyperchimaeren. *Ber. Deuts. Bot. Ges.* 27:603-5.
9. Bonga, J. M. 1982. Vegetative propagation in relation to juvenility, maturity, and rejuvenation. In Bonga, J. M., and D. J. Durzan, eds., *Tissue culture of forest trees*. Amsterdam: Elsevier.
10. Boxus, P., and P. Druart. 1980. Micropropagation, an industrial propagation method of quality plants true-to-type at a reasonable price. In *Plant cell cultures; Results and perspectives*, F. Sala et al., eds. Amsterdam: Elsevier/North Holland: Biomed. Press, pp. 265-69.
11. Bringhurst, R. S., and V. Voth. 1956. Strawberry virus transmission by grafting excised leaves. *Plant Disease Rpt.* 40(7):596-600.
12. Bringhurst, R. S., V. Voth, and D. van Hook. 1960. Relationship of root starch content and chilling history to performance of California strawberries. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 75:373-81.

13. Brink R. A. 1962. Phase change in higher plants and somatic cell heredity. *Quart. Rev. Bio.* 37(1):1-22.
14. ———. 1973. Paramutation. *Ann. Rev. Genetics* 7:129-52.
15. Broertjes, C., and A. M. van Harten. 1978. *Application of mutation breeding methods in the improvement of vegetatively propagated plants*. Amsterdam: Elsevier.
16. Cameron, J. W., R. K. Soost, and H. B. Frost. 1957. The horticultural significance of nucellar embryony in citrus. In *Citrus virus diseases*, J. M. Wallace, ed. Berkeley, Calif.: Univ. of Calif. Div. of Agr. Sci., pp. 191-96.
17. Chacko, E. K., P. R. Kohli, R. Doreswamy, and G. S. Randhawa. 1974. Effect of (2-chloroethyl) phosphoric acid on flower induction in juvenile mango (*Mangifera indica*) seedlings. *Phys. Plant.* 32:188-90.
18. Chaleff, R. S. 1981. *Genetics of higher plants: Applications of cell culture*. Cambridge: Cambridge Univ. Press.
19. Clark, M. F., and A. N. Adams. 1977. Characteristics of the microplate method of enzyme-linked immunosorbent assay for the detection of plant viruses. *Jour. Gen. Virol.* 34:475-83.
20. Crane, M. B. 1936. Note on a periclinal chimera in the potato. *Jour. Gen.* 32:73-77.
21. Darrow, G. M. 1928. Notes on thornless blackberries. *Jour. Hered.* 19:139-42.
22. ———. 1931. A productive thornless sport of the Evergreen blackberry. *Jour. Hered.* 22:404-6.
23. Darrow, G. M., R. A. Gibson, W. E. Toenjes, and H. Dermen. 1948. The nature of giant apple sports. *Jour. Hered.* 39:45-51.
24. Davis, R. E., and R. F. Whitcomb. 1971. Mycoplasmas, rickettsiae, and chlamydiae: Possible relation to yellows diseases and other disorders of plants and insects. *Ann. Rev. Phytopath.* 9:119-54.
25. Dayton, D. F. 1969. Genetic heterogeneity in the histogenic layers of apple. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 94(6):592-95.
26. Dermen, H. 1954. Colchiploidy in grapes. *Jour. Hered.* 45:159-72.
27. ———. 1960. Nature of plant sports. *Amer. Hort. Mag.* 39:123-73.
28. Diener, T. O. 1979. *Viroids and viroid diseases*. New York: John Wiley.
29. Doi, Y., M. Teranaka, K. Yora, and H. Asuyama. 1967. Mycoplasma or PLT grouplike microorganisms found in the phloem elements of plants infected with mulberry dwarf, potato witches' broom, aster yellows, or paulownia witches' broom. *Ann. Phytopath. Soc. Jap.* 33:259-66.
30. Donahue, L. J. 1980. Plant patents and legalities. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:414-21.
31. Doorenbos, J. 1954. "Rejuvenation" of *Hedera helix* in graft combinations. *Proc. Koninkl. Ned. Akad. Wetenschap. Ser. C* 57:99-102.
32. Duvick, D. N. 1978. Risks of monoculture via clonal propagation. In *Propagation of higher plants through tissue culture; A bridge between research and application*, K. W. Hughes et al., eds. U.S. Dept. of Energy, Tech. Information Center, pp. 73-84.
33. Einset, J., and C. Pratt. 1954. "Giant" sports of grapes. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 63:251-56.
34. ———. 1959. Spontaneous and induced apple sports with misshapen fruit. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 73:1-8.
35. Evans, D. A., and E. T. Paddock. 1979. Mitotic crossing-over in higher plants. In *Plant cell and tissue culture: Principles and applications*, W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 315-51.

36. Fincham, J. R. S., and G. R. K. Sastry. 1974. Controlling elements in maize. *Ann. Rev. Genetics* 8:15-50.
37. Franclet, A. 1979. Rajeunissement des Arbres adultes en vue de leur propagation vegetative. In *Micropropagation d'Arbres Forestiers*. AFOCEL, etudes et recherches no. 12, pp. 3-31.
38. Frazier, N. W., ed. 1970. *Virus diseases of small fruits and grapevines*. Berkeley: Div. of Agricultural Sciences, Univ. of Calif.
39. Fridlund, P. R. 1980. Maintenance and distribution of virus-free fruit trees. In *Proc. conf. on nursery production of fruit plants through tissue culture*, R. H. Zimmerman, ed. USDA Sci. and Education Administration, ARR-NE-11, pp. 11-22.
40. ———. 1970. Temperature effects on virus disease symptoms in some *Prunus*, *Malus*, and *Pyrus* cultivars. *Wash. Agr. Exp. Sta. Bul.* 726.
41. Frost, H. B. 1926. Polyembryony, heterozygosis, and chimeras in *Citrus*. *Hilgardia* 1:365-402.
42. ———. 1938. Nucellar embryony and juvenile characters in clonal varieties of citrus. *Jour. Hered.* 29:423-32.
43. Gabriel, W. J. 1979. Early flowering and seed production in plantations of sugar maple. *Tree planters notes* 30(3):11-13.
44. Gilmer, R. M., K. D. Brase, and K. G. Parker. 1957. Control of virus diseases of stone fruit nursery trees in New York. *New York Agr. Exp. Sta. Bul.* 779.
45. Goheen, A. C., G. Nyland, and S. K. Lowe. 1973. Association of a rickettsia-like organism with Pierce's disease of grapevines and alfalfa dwarf and heat therapy of the disease in grapevines. *Phytopathology* 63:341-45.
46. Green, M. M. 1978. Insertion mutants and the control of gene expression in *Drosophila melanogaster*. In *The clonal basis of development*, S. Subtelny et al., eds. New York: Academic Press, pp. 239-46.
47. Haberlandt, G. 1930. Das Wesen der *Crataegomespili* Sitzber. *Preuss. Akad. Wiss.* 20:374-94.
48. Hackett, W. P. 1983. Phase change and intra-clonal variability. *HortScience* 18:(in press).
49. Hampton, R. O. 1972. Mycoplasmas as plant pathogens: Perspectives and principles. *Ann. Rev. Plant Phys.* 23:389-418.
50. Hood, J. V., and W. J. Libby. 1978. Continuing effects of maturation state in radiata pine and a general maturation model. In *Propagation of higher plants through tissue culture; A bridge between research and application*, K. W. Hughes et al., eds. U.S. Dept. of Energy, Tech. Information Center, pp. 220-32.
51. Hooper, G. R., and M. L. Lacy. 1971. Mycoplasma: New causes for old diseases in Michigan. *Mich. Agr. Ext. Bul.* E-644.
52. Joiner, N., ed. 1981. *Foliage plant production*. Englewood Cliffs, N.J.: Prentice-Hall.
53. Kester, D. E. 1976. The relationship of juvenility to plant propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:71-84.
54. ———. 1983. The clone in horticulture. *HortScience* 18:(in press).
55. Kirk, J. T. O., and R. A. E. Tilney-Bassett. 1978. *The plastids*. 2nd ed. San Francisco: W. H. Freeman & Company Publishers.
56. Knight, T. A. 1795. Observations on the grafting of trees. *Phil. Trans. Roy. Soc., London* 85:290.

57. Krenke, N. P. 1933. *Wundkompensation Transplantation und Chimären bei Pflanzen* (translated from Russian). Berlin: Springer.
58. Kuhns, L. J., and T. A. Fretz. 1978. Distinguishing rose cultivars by polyacrilamide gel electrophoresis. II. Isozyme variation among cultivars. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 103:509-16.
59. Kunkel, L. O. 1936. Heat treatments for the cure of yellows and other virus diseases of peach. *Phytopathology* 26:809-30.
60. Lambert, D. H., R. F. Stouffer, and H. Cole, Jr. 1979. Stunting of peach seedlings following soil fumigation. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 104:433-35.
61. Libby, W. J., and J. V. Hood. 1976. Juvenility in hedged radiata pine. *Acta Hort.* 56:91-98.
62. Linderman, R. G. 1978. Mycorrhizae in relation to rooting cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:128-32.
63. Maliga, P. 1980. Isolation, characterization, and utilization of mutant cell lines in higher plants. In *Perspectives in plant cell and tissue culture*, I. K. Vasil, ed. Int. Rev. of Cyt. Supp. 11A. New York: Academic Press.
64. Maronek, D. M., and J. W. Hendrix. 1978. Mycorrhizal fungi in relation to some aspects of plant propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:506-14.
65. Martin, B., and G. Quillet. 1974. Bouturage des arbres forestiers au Congo. *Rev. Bois et Forêts des Tropiques* 154:41-57; 155:15-33; 156:39-60; 157:21-39.
66. McClintock, B. 1978. Development of the maize endosperm as revealed by clones. In *The clonal basis of development*, S. Subtelny et al., eds. New York: Academic Press, pp. 217-38.
67. Mather, S. M. 1961. Nursery stock registration and certification in California. *Calif. Dept. of Agr. Quart. Bul.* L(3):173-84.
68. Meins, F., Jr., and A. N. Binns. 1979. Cell determination in plant development. *Bio-Science* 29:221-25.
69. ———. 1978. Epigenetic clonal variation in the requirement of plant cells for cytokinin. In *The clonal basis for development*, S. Subtelny et al., eds. New York: Academic Press, pp. 185-201.
70. Meredith, C. P., and P. S. Carlson. 1978. Genetic variation in cultured plant cells. In *Propagation of higher plants through tissue culture: A bridge between research and application*, K. W. Hughes et al., eds. U.S. Dept. of Energy, Tech. Information Center, pp. 166-76.
71. Miller, E. V. 1954. The natural origins of some popular varieties of fruit. *Econ. Bot.* 8:337-48.
72. Molisch, H. 1938. *The longevity of plants* (1928). Lancaster, Pa.: E. Fulling (English translation).
73. Mullins, M. G., Y. Nair, and P. Sampet. 1979. Rejuvenation *in vitro*: Induction of juvenile characters in an adult clone of *Vitis vinifera*. *Ann. Bot.* 44:623-27.
74. Murashige, T. 1978. The impact of plant tissue culture in agriculture. In *Frontiers of plant tissue culture*, T. A. Thorpe, ed. Calgary: Univ. of Calgary Press, pp. 15-26.
75. Musik, T. J., and H. J. Cruzado. 1958. Transmission of juvenile rooting ability from seedlings to adults of *Hevea brasiliensis*. *Nature* 181:1288.
76. Nelson, S. H. 1977. Loss of productivity in clonal apple rootstocks. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:350-55.

77. Nyland, G., A. C. Goheen, S. K. Lowe, and H. C. Kirkpatrick. 1973. The ultrastructure of a rickettsialike organism from a peach tree affected with phony disease. *Phytopathology* 63(10):1275-78.
78. Olmo, H. P. 1952. Breeding tetraploid grapes. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 59:285-90.
79. ———. 1936. Bud mutation in the vinifera grape. II. Sultanina gigas. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 33:437-39.
80. Passecker, F. 1949. Zur Frage der Jugendformen der Apfel. *Züchter* 19:311.
81. Quak, F. 1977. Meristem culture and virus-free plants. In *Applied and fundamental aspects of plant cell, tissue, and organ culture*, J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin, Springer-Verlag, pp. 598-615.
82. Rangan, T. S., T. Murashige, and W. P. Bitters. 1968. *In vitro* initiation of nucellar embryos in monoembryonic *Citrus*. *HortScience* 3:226-27.
83. Robinson, L. W., and P. F. Wareing. 1969. Experiments on the juvenile-adult phase change in some woody species. *New Phytol.* 68:67-78.
84. Schaffelitzky de Muckadell, M. 1959. Investigations on aging of apical meristems in woody plants and its importance in silviculture. *Forstl. Forsogov. Danm.* 25:310-455.
85. Schwabe, W. W. 1976. Applied aspects of juvenility and some theoretical considerations. *Acta Hort.* 56:45-56.
86. Shamel, A. D., and C. S. Pomeroy. 1936. Bud mutations in horticultural crops. *Jour. Hered.* 27:487-94.
87. Shamel, A. D., C. S. Pomeroy, and R. E. Caryl. 1929. Bud selection in the Washington Navel orange; progeny tests of limb variations. *USDA Tech. Bul.* 123.
88. Shull, C. H. 1912. "Phenotype" and "clone." *Science* N. S. 35:182-83.
89. Soost, R. K., J. W. Cameron, W. P. Bitters, and R. G. Platt. 1961. Citrus bud variation. *Calif. Citrograph* 46:176, 188-93.
90. Stern, W. T. 1943. The use of the term "clone." *Jour. Roy. Hort. Soc.* 74:41-47.
91. Steward, F. C., L. M. Blakely, A. E. Kent, and M. A. Mapes. 1963. Growth and organization in free cell colonies. In *Brookhaven symp. in bio.* No. 16, pp. 73-88.
92. Steward, F. C., and A. D. Krikorian. 1978. Problems and potentialities of cultured plant cells in retrospect and prospect. In *Plant cell and tissue culture: Principles and applications*, W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 221-62.
93. Stewart, R. N. 1978. Ontogeny of the primary body in chimeral forms of higher plants. In *The clonal basis of development*, S. Subtelny et al., eds. New York: Academic Press, pp. 131-60.
94. ———. 1965. The origin and transmission of a series of plastogene mutants in *Dianthus* and *Euphorbia*. *Genetics* 52:925-47.
95. Stone, O. M. 1978. The production and propagation of disease free plants. In *Propagation of higher plants through tissue culture: A bridge between research and application*, K. W. Hughes et al., eds. U.S. Dept. of Energy, Tech. Information Center, pp. 25-34.
96. Stout, A. B. 1940. The nomenclature of cultivated plants. *Amer. Jour. Bot.* 27:339-47.
97. Stout, G. L. 1962. Maintenance of "pathogen-free" planting stock. *Phytopathology* 52:1255-58.
98. Stoutemyer, V. T. 1962. The control of growth phases and its relation to plant propagation. *Proc. Plant Prop. Soc.* 12:260-64.
99. ———. 1937. Regeneration in various types of apple wood. *Iowa Agr. Exp. Sta. Res. Bul.* 220:308-52.

100. Symons, R. H. 1980. Rapid indexing of sunblotch viroid in avocados and of exocortis viroid in citrus. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:578-83.
101. Tanaka, T. 1927. Bizzarria—a clear case of periclinal chimera. *Jour. Gen.* 18:77-85.
102. Thompson, M. M. 1981. Utilization of fruit and nut germplasm. *HortScience* 16:132-35.
103. Tilney-Bassett, R. A. 1963. The structure of periclinal chimeras. *Heredity* 18:265-85.
104. Tincker, M. A. H. 1945. Propagation, degeneration, and vigor of growth. *Jour. Roy. Hort. Soc.* 70:333-37.
105. Tufts, W. P., and C. J. Hansen. 1931. Variation in shape of Bartlett pears. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 28:627-33.
106. Tolley, I. S. 1975. A technique for the accelerated production of commercially acceptable citrus clones from seed. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:294-97.
107. U.S. Dept. Agr. 1951. *Virus and other disorders with virus-like symptoms of stone fruits in North America*. USDA Agr. Handbook No. 10. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.
108. Upshall, W. H. 1970. *North American apples: Varieties, rootstocks, outlook*. E. Lansing, Mich.: Michigan State Univ. Press.
109. van Oosten, H. J., and H. H. van der Borg, eds. 1977. Symposium on clonal variation in apple and pear. *Acta Hort.* 75:1-185.
110. Vasil, V., and A. C. Hildebrandt. 1965. Differentiation of tobacco plants from single, isolated cells in microculture. *Science* 150:889-92.
111. Vaughn, K. 1983. Chimeras: Problems in propagation. *HortScience* 18:(in press).
112. Verkade, S. D., and D. F. Hamilton. 1980. Mycorrhizae and their uses in the nursery. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:353-62.
113. Visser, T. 1966. Juvenile phase and growth of apple and pear seedlings. Meded. 224. *Inst. voor de Vered. vantuinb. Wageningen* (Nederland).
114. Wareing, P. F. 1960. Problems of juvenility and flowering in trees. *J. Linn. Soc. Bot.* 56:282-89.
115. Webber, H. J. 1903. New horticultural and agricultural terms. *Science N.S.*, 18:501-2.
116. Whiting, J. R., and W. J. Hardie. 1981. Yield and compositional differences between selections of grapevine cv. Cabernet Sauvignon. *Amer. Jour. Enol. and Vit.* 32:212-18.
117. Wilhelm, S. 1962. Symposium on pathogen-free stock. *Phytopathology* 52:1234-35.
118. Winkler, H. 1907. Über pflanzliche Chimären und pflanzliche Chimären. *Ber. Deuts. Bot. Ges.* 25:568-76.
119. ———. 1910. Über die Nachkommenschaft der *Solanum* Pflanzbastarde und die Chromosomenzahlen ihrer Keimzellen. *Zeits. f. Bot.* 2:1-38.
120. Wright, J. W. 1976. *Introduction to forest genetics*. New York: Academic Press.
121. Zimmerman, R. H. 1971. Flowering in crabapple seedlings; methods of shortening the juvenile phase. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 96(4):404-11.
122. ———. 1972. Juvenility in woody plants: A review. *HortScience* 7:447-55.
123. ———. 1973. Juvenility and flowering in fruit trees. *Acta Hort.* 34:139-42.
124. Zohary, D., and P. Spiegel-Roy. 1975. Beginnings of fruit growing in the old world. *Science* 187(4174):319-27.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- BAKER, K. F., ed. 1957. The U.C. system for producing healthy container-grown plants. *Calif. Agr. Exp. Sta. Man.* 23.
- DOORENBOS, J. 1965. Juvenile and adult phases in woody plants. In *Handbuch der Pflanzenphysiologie*, Vol. 15 (Part I), pp. 1222-35. Berlin: Heidelberg; New York: Springer-Verlag.
- FRAZIER, N. W., ed. 1970. *Virus diseases of small fruits and grapevines*. Berkeley: Div. of Agr. Sci., Univ. of Calif.
- KENNETH, N., and J. KATAN, eds. 1970. Symposium on production of healthy plants by therapeutic and other methods and their maintenance and use. *Proc. XVIII Inter. Hort. Cong.* 3.
- KIRK, J. T. O., and R. A. E. TILNEY-BASSETT. 1978. *The plastids*. Amsterdam: Elsevier.
- KNEEN, O. H. 1948. Patent plants enrich our world. *National Geographic* 93:357-78.
- KOENIG, R., ed. 1980. Fifth international symposium on virus diseases of ornamental plants. *Acta Hort.* 110:1-334.
- MARSTON, M. E. 1955. The history of vegetative propagation. *Report 14th International Horticultural Congress*, Vol. 2, pp. 1157-64.
- NEILSON-JONES, W. 1969. *Plant chimeras* (2nd ed.). London: Methuen & Company.
- NYLAND, G., and A. C. GOHEEN, 1969. Heat therapy of virus diseases of perennial plants. *Ann. Rev. Phytopathol.* 7:331-54.
- POSNETTE, A. F., ed. 1963. *Virus diseases of apples and pear*. *Tech. Comm.* 30. Bucks, England: Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal.
- Symposium on the clone in horticulture. 1983. *HortScience* 18:(in press).
- Symposium on viruses in fruit crops. 1977. *HortScience* 12(5):463-90.
- WEISS, F. E. 1930. The problem of graft hybrids and chimaeras. *Biol. Rev.* 5:231-71.

9

Bases Anatómicas y Fisiológicas de la Propagación por Estacas

En la propagación por estacas y por estacas con yema foliar, sólo es necesario que se forme un nuevo sistema de raíces adventicias¹, ya que existe un sistema caulinar en potencia, una yema. En las estacas de raíz se debe iniciar un nuevo sistema de tallo a partir de una yema adventicia², así como una extensión de la parte de raíz ya existente, a menudo por la formación de raíces adventicias. En las estacas de hoja, se debe formar un sistema nuevo tanto de tallo como de raíz.

Esta capacidad para regenerar la estructura entera de la planta, una propiedad que poseen esencialmente todas las células vegetales vivientes, se demuestra en las diversas células y sistemas de células en los Caps. 16 y 17. Dicha capacidad depende de dos características fundamentales de las células vegetales. Una es la totipotencia, que significa que cada célula vegetal viviente contiene la información genética necesaria para reconstituir todas las partes de la planta y sus funciones. (268) La segunda es la *desdiferenciación*, o sea la capacidad de células maduras de volver a una condición meristemática y desarrollar un punto de crecimiento nuevo. Como estas dos características son más pronunciadas en algunas células y partes de la planta que en otras, el propagador debe efectuar algunas manipulaciones para proporcionar las condiciones apropiadas para el enraizamiento.

FORMACION DE RAICES ADVENTICIAS

En varias especies de plantas se forman raíces adventicias de manera natural. Por ejemplo, en maíz, pandanus y otras monocotiledóneas se forman raíces de "zanco" que se originan de regiones intercalares en la base de los entrenudos. La higuera de Bengala (*Ficus benghalensis*) (Fig. 9-1) produce grandes raíces aéreas que crecen hacia el suelo y penetran en el mismo.

¹ Raíces adventicias son aquellas que se originan de cualquier otra parte de la planta diferente a las raíces del embrión y sus ramas.

² Yemas (y ramas) adventicias son aquellas que se originan en cualquier parte de la planta diferente a las yemas terminal, laterales o latentes de los tallos.

Fig. 9-1 El ejemplo más notable de producción de raíces adventicias lo presenta la higuera de Bengala (*Ficus benghalensis*), en Hilo, Hawái. Estas raíces se originan en las ramas, se extienden hacia abajo y penetran para crecer en el suelo.



Muchas plantas que se desarrollan de rizomas, bulbos y otras estructuras semejantes, desarrollan también raíces adventicias.

Las raíces adventicias son de dos tipos: raíces preformadas y raíces de lesiones. Las primeras se desarrollan naturalmente en los tallos o ramas cuando todavía están adheridas a la planta madre pero que no emergen sino hasta después de que se corta la porción de tallo. Las raíces de lesiones se desarrollan sólo después de que se ha hecho la estaca, una respuesta al efecto de lesión al preparar la misma. Cuando se hace una estaca, las células vivientes que están en las superficies cortadas son lesionadas, quedando expuestas las células muertas y conductoras del xilema. El proceso subsecuente de cicatrización y regeneración ocurre en tres pasos:

Primero, al morir las células externas lesionadas, se forma una placa necrótica que sella la herida con un material suberoso (suberina) y tapa el xilema con goma. Esta placa protege las superficies cortadas de la desecación.

Segundo, después de unos cuantos días, las células que están detrás de esa placa empiezan a dividirse y se puede formar una capa de células de parénquima (callo).

Tercero, en ciertas células próximas al cambium vascular y al floema se empiezan a iniciar raíces adventicias.

Los cambios anatómicos que pueden observarse en el tallo durante la iniciación de las raíces pueden dividirse en cuatro etapas:

1. Desdiferenciación de células maduras específicas.
2. Formación de iniciales de raíz en ciertas células cercanas a los haces vasculares, las cuales se han vuelto meristemáticas por desdiferenciación.
3. Desarrollo subsecuente de estas iniciales de raíces en primordios de raíces organizados.
4. Desarrollo y emergencia de estos primordios radicales hacia afuera a través del tejido de tallo, más la formación de conexiones vasculares entre los primordios radicales y los tejidos conductores de la propia estaca.

La ubicación precisa dentro del tallo de los sitios en que se originan las raíces adventicias ha intrigado a los anatomistas vegetales durante siglos. Probablemente el primer estudio de este fenómeno fue hecho por un dendrólogo francés, Duhamel du Monceau, en 1758; (53) un gran número de estudios posteriores han cubierto una amplia gama de especies de plantas. (78)

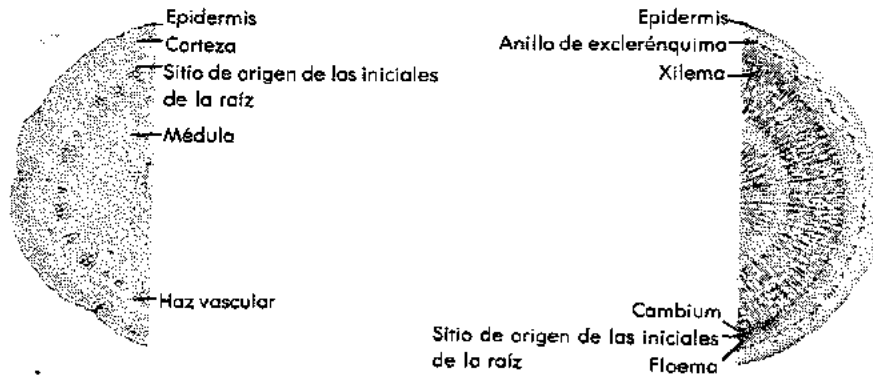


Fig. 9-2 Secciones transversales que muestran la ubicación usual de los sitios de origen de las raíces adventicias. *Izquierda:* planta dicotiledónea herbácea, joven. *Derecha:* planta leñosa joven.

En plantas herbáceas, las raíces adventicias se originan justamente afuera y entre los haces vasculares, (204) pero los tejidos implicados en el sitio de origen varían bastante, según la especie (Fig. 9-2). Por ejemplo, en tomate, calabaza (199) y frijol mungo (15) las raíces adventicias se originan en el parénquima del floema; en *Crassula* se originan en la epidermis (175) y en *Coleus* se originan del periciclo. (25)

En las estacas de higuera (*Ricinus communis*) las raíces adventicias se originan entre los haces vasculares, como se muestra en la Fig. 9-3. En estacas de clavel, las raíces salen de una capa de células parenquimatosas que están en el interior de una vaina de fibras. Las puntas de raíz en desarrollo al llegar a esta banda de células fibrosas impenetrable no la perforan sino que se vuelven hacia abajo, emergiendo de la base de la estaca. (236)

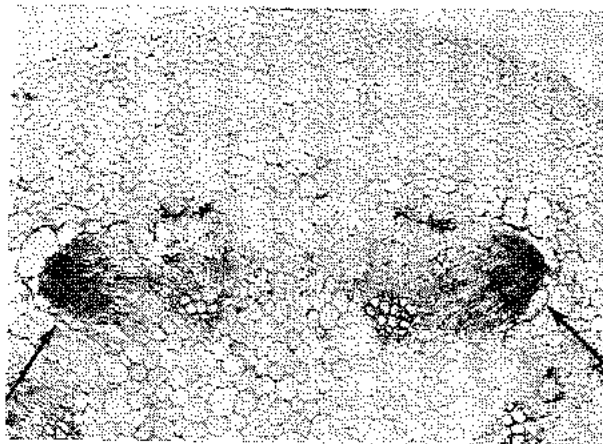


Fig. 9-3 Primordios de raíces adventicias (señalados con flechas) que se originan laterales y adyacentes a los haces vasculares en la higuera (*Ricinus communis*), una planta herbácea. Se forman conexiones vasculares entre las raíces adventicias y los haces vasculares de la planta. La epidermis está en la parte superior, la médula abajo. De Priestley y Swingle. (204)

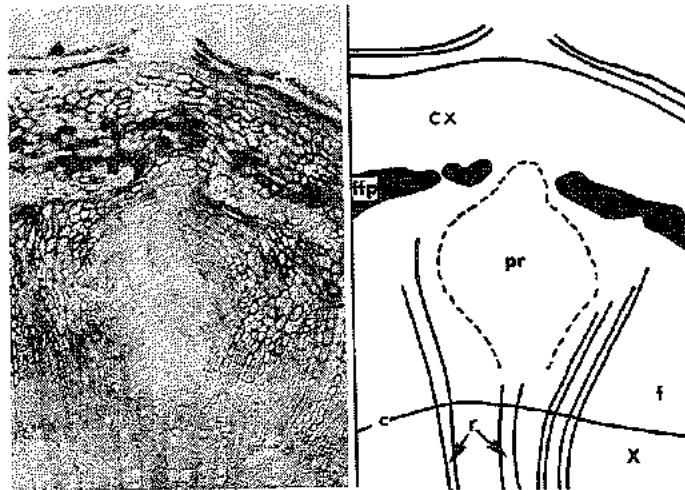


Fig. 9-4 Tejidos adventicios que intervienen en la formación de raíces adventicias en las estacas de madera dura del ciruelo "Brompton".
 cx = corteza; fp = fibras del floema primaria; pr = primordio radical; f = floema; r = radios; c = cámbium x = xilema. Cortesía de A. Beryl Breakbone, East Malling Research Station. (10)

En plantas leñosas perennes, en las cuales hay una o más capas de xilema y floema secundarios, en las estacas de tallo, usualmente se originan de células de parénquima vivientes, primordialmente en el xilema secundario joven (Fig. 9-4), pero a veces lo hacen de otros tejidos como los radios vasculares, el cámbium, el floema, las lenticelas o la médula. (37, 42, 77, 172, 180, 272)

Por lo general, el origen y desarrollo de las raíces adventicias se efectúa cerca de y justamente fuera del núcleo central de tejido vascular. Al salir del tallo (Fig. 9-5) las raíces adventicias han formado una cofia y los tejidos usuales de la raíz, así como las conexiones vasculares completas con el tallo de que se originan. (62) Las raíces (y las ramas) adventicias usualmente se originan dentro del tallo (endógenamente) cerca del cilindro vascular, justo fuera del cámbium.

Fig. 9-5 Emergencia de raíces adventicias en estacas de tallo de ciruelo. Obsérvese la tendencia de las raíces a formar hileras longitudinales, que aparecen directamente debajo de las yemas.



El tiempo que tarda el desarrollo de las iniciales de raíz después de la colocación de las estacas en las camas de propagación varía mucho. En un estudio, (236) se les observó por primera vez microscópicamente después de tres días, en crisantemos; después de cinco, en clavel (*Dianthus carophyllus*); y de siete días, en rosal (*Rosa*). Las raíces visibles emergieron de las estacas de crisantemos después de diez días, pero en las de clavel y rosal tardaron tres semanas en aparecer.

Las iniciales de raíces, preformadas o latentes (27, 160, 263) generalmente permanecen en letargo hasta que se hacen estacas de los tallos y se colocan en condiciones ambientales favorables para el desarrollo posterior y la emergencia de los primordios como raíces adventicias. En *Populus X robusta* se forman en el tallo a mediados del verano y luego emergen de las estacas hechas en la primavera siguiente. (232) En algunas especies se desarrollan para formar raíces aéreas en la planta intacta y se vuelven bastante prominentes. Estas iniciales de raíz preformadas ocurren en el sauce (*Salix*), hortensia (*Hydrangea*), alamo (*Populus*), jazmín (*Jasminum*), grosella (*Ribes*), acitrón (*Citrus medica*) y en otras especies. (78) La posición de origen de estas iniciales de raíz preformadas es esencialmente la misma que la de otras raíces adventicias. (26, 159) En algunos patrones clonales de cerezo y de manzano, y en algunos árboles viejos de ciertos cultivares de manzano y membrillero, estas raíces preformadas latentes producen hinchamientos llamados nudos, (215, 251) como se muestra en la Fig. 9-6. Las especies con iniciales de raíz preformadas, por lo general, enraizan con rapidez y facilidad, aunque las estacas de muchas especies que no las tienen enraizan con la misma facilidad.

En el sauce, los primordios radicales en letargo pueden permanecer durmientes, embebidos en la corteza interior durante años, si las ramas permanecen intactas en el árbol. (26) Su ubicación se puede observar pelando la corteza y observando las protuberancias de la madera, con las indentaciones correspondientes en el interior de la corteza removida.

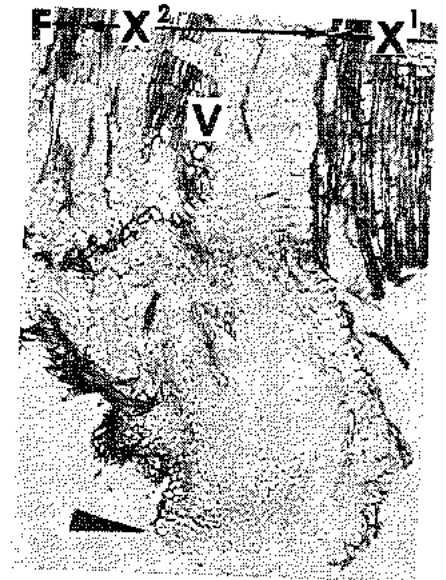
CALLO

Cuando una estaca se coloca en condiciones ambientales favorables para el enraizamiento, de ordinario se desarrolla cierta cantidad de callo en su extremo basal. El callo es una masa irregu-

Fig. 9-6 Nudos que se están desarrollando de iniciales de raíces preformadas en la base de las ramas del patrón de cerezo "Colt". Fotografado en la East Malling Research Station, Inglaterra.



Fig. 9-7 Raíces adventicias en formación (señaladas por la flecha) en tejido de callo en la base de una estaca de *Hedera helix* (fase adulta) vistas en sección longitudinal. F = floema; X¹ = xilema primario; X² = xilema secundario; V = vasos. Cortesía de R.M. Girouard. (79)



lar de células de parénquima en varios estados de lignificación. El callo prolifera de células jóvenes que se encuentran en la base de la estaca en la región del cámbium vascular, aunque también pueden contribuir células de la corteza y de la médula. Con frecuencia las primeras raíces aparecen a través del callo, conduciendo a la creencia de que la formación de callo es esencial para el enraizamiento. En la mayoría de plantas, la formación de callo y de raíces son independientes entre sí y cuando ocurren simultáneamente es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares.

Sin embargo, en algunas especies, aparentemente la formación de callo es precursora de la formación de raíces adventicias. Por ejemplo, en *Pinus radiata* (24), *Sedum* (296) y *Hedera helix* (79) (fase adulta) las raíces adventicias se originan en el tejido de callo que se formó en la base de la estaca (Fig. 9-7).

Hay pruebas de que el pH² del medio de enraizamiento puede influir en el tipo de callo producido, lo cual a su vez afecta la emergencia de raíces adventicias de nueva formación. En estudios (38, 39) en los que se usaron estacas de álamo de bálsamo, con pH 6.0 las células de callo fueron grandes, algo suaves y las estacas enraizaron con facilidad. Al aumentar la alcalinidad, las masas de callo se hicieron menores, hasta con el pH 11.0 que se volvieron pequeñas y compactas, dispuestas en una estructura calcárea maciza. Estas estacas no enraizaron, aunque al hacer cortes de ellas debajo del callo se encontraron primordios de raíces bien formados.

ESTRUCTURA DEL TALLO Y ENRAIZAMIENTO

El desarrollo de un anillo de esclerénquima continuo (Fig. 9-8) entre el floema y la corteza, al exterior del punto de origen de las raíces adventicias y el cual a menudo está asociado con la

² Una medida de la acidez o la alcalinidad; un pH de 7.0 es neutral; los valores abajo de 7.0 indican acidez y arriba de 7.0 alcalinidad.

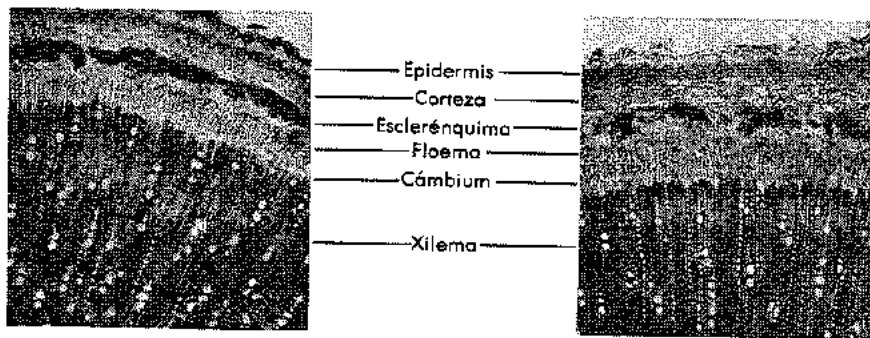


Fig. 9-8 Secciones transversales de estacas de olivo 30 X. Izquierda: algunos especialistas piensan que el anillo continuo de esclerénquima constituye una barrera para la emergencia de raíces adventicias. Derecha: el anillo de esclerénquima ha sido roto en grupos de fibras separados por células de parénquima, lo cual permitirá que las raíces salgan sin ninguna dificultad. Cortesía de Ciampi y Gellini. (32)

maduración, posiblemente constituye una barrera anatómica para el enraizamiento. En un estudio de estacas de olivo, (32, 33) este anillo estaba asociado con tipos de estacas difíciles de enraizar, mientras que aquellos de enraizamiento fácil se caracterizaban por la discontinuidad del anillo de esclerénquima. Las estacas con hojas de tipos de enraizamiento difícil que tienen un anillo continuo de esclerénquima, al ser colocadas a enraizar bajo niebla, mostraron una proliferación activa de las células de radio del parénquima, resultante en la ruptura de la continuidad del anillo de esclerénquima, con lo cual se hizo posible el enraizamiento de tallos anatómicamente inadecuados para ello. También en estacas de otras especies (10) se han observado casos de la asociación de cultivares difíciles de enraizar en presencia de un anillo de esclerénquima altamente lignificado.

Aunque en algunos casos una envoltura de tejido lignificado en los tallos puede actuar como una barrera mecánica para la emergencia de las raíces, existen tantas excepciones a ello que ciertamente no puede ser una causa primaria de la dificultad de enraizamiento. Más aún los tratamientos con auxina y el enraizamiento bajo niebla (70) ocasionan una expansión y proliferación considerable de las células de la corteza, el floema y el cámbium que resulta en rupturas de los anillos continuos de esclerénquima, pero aún así no se registra formación de iniciales de raíces en cultivares difíciles de enraizar de varias especies de frutales.

Las estacas de enraizamiento difícil de los estados maduros de la hiedra inglesa (*Hedera helix*), muestran en la corteza grupos compactos de fibradas discontinuas de esclerénquima, pero las raíces adventicias no tienen dificultad para crecer a través de ellas. En este caso, de nuevo algún otro factor debe ser responsable del escaso enraizamiento que se logra. (80)

Las estacas de clavel, que enraizan con facilidad, tienen en los tallos una banda de esclerénquima y, sin embargo, los primordios radicales emergen de las estacas creciendo hacia abajo y saliendo de la base. (236) Esta misma posibilidad queda abierta en aquellas plantas que tienen un anillo de esclerénquima impenetrable que bloquea la salida de las raíces. Es más probable que el enraizamiento esté relacionado con la formación de las iniciales de raíces que con la restricción mecánica de un anillo de esclerénquima que impida la emergencia de las raíces.

Algunos tipos de estructura de los tallos o relaciones de tejidos en los mismos pueden ser más favorables que otros para la iniciación de primordios de raíces. Esto ha sido mostrado por estudios (176) en el acitrón (*Citrus medica*) que enraiza con facilidad, produciendo una profu-

sión de raíces, que se originan de iniciales de raíces preformadas que se encuentran a lo largo de todo el tallo, poco días después de haber sido colocadas en el medio de enraice, y el naranjo agrio (*C. aurantium*), que después de varias semanas sólo forma una cuántas raíces en la base de la estaca. En esta última especie no se llegó a obtener un enraizamiento menor que el normal aun cuando se injertó una porción de corteza de naranjo agrio (difícil de enraizar) en un tallo de acitrón, del cual podría presumiblemente obtener cualesquier factores esenciales de enraizamiento translocables de las hojas del acitrón que enraiza con facilidad.

La formación de raíces adventicias puede depender de ciertos factores inherentes no translocables, determinados por el genotipo de las células individuales del tejido. Sin embargo, es probable que para establecer condiciones que favorezcan la iniciación de raíces existan interacciones entre ciertos factores fijos o no móviles situados dentro de las células, tal vez ciertas enzimas, y nutrientes fácilmente conducibles y factores endógenos del enraizamiento.

ESTACAS DE HOJA

Muchas especies de plantas, tanto monocotiledóneas como dicotiledóneas, se pueden propagar por estacas de hojas. (88) Aunque en las estacas de hoja el origen de los nuevos tallos y de las nuevas raíces puede ser muy diverso, por lo general, se desarrollan de los meristemos llamados primarios o secundarios, siendo más común los del último tipo.

Los meristemos primarios (preformados) son grupos de células que descienden directamente de células embrionarias que nunca han dejado de participar en actividades meristemáticas.

Los meristemos secundarios (de lesiones) son grupos de células que se han diferenciado y funcionado en algún sistema de tejido maduro y que han vuelto a asumir su actividad meristemática.

Estacas de hojas con meristemos primarios

En hojas de *Bryophyllum* separadas de la planta, en las indentaciones del margen de la hoja se originan pequeñas plantas (véase Fig. 10-16). Estas plantas pequeñas se originan de los llamados "embriones" foliares formados en las etapas tempranas del desarrollo de la hoja a partir de pequeños grupos de células situadas en el margen de la misma. A medida que la hoja se expande, se desarrolla un embrión foliar hasta que llega a consistir en dos hojas rudimentarias con una pequeña punta de tallo entre ellas, dos primordios de raíz y un "pie" que se extiende hacia una vena. (108, 295) A medida que la hoja madura, cesa la división celular en el embrión foliar, quedando éste en letargo. Si la hoja se separa de la planta y se coloca en contacto estrecho con un medio de enraice húmedo, las plantas jóvenes rompen con rapidez la epidermis de la hoja y se vuelven visibles en unos cuantos días. Las raíces se extienden hacia abajo y después de varias semanas se forman muchas nuevas plantas independientes, mientras que la célula original muere. Así pues, las nuevas plantas se desarrollan de meristemos primarios latentes, de células que no habían adquirido características de madurez. Esta producción de nuevas plantas a partir de estacas de hoja, debida a la actividad renovada de meristemos primarios se encuentra también en otras especies, como en la planta a caballo (*Tolmeia*) y en el helecho caminante (*Camptosorus*).

Estacas de hojas con meristemos secundarios

En estacas de hojas de plantas como *Begonia rex*, *Sedum*, violeta africana (*Saintpaulia*), la planta víbora (*Sansevieria*), *Crassula* y lirio, se pueden desarrollar nuevas plantas a partir de

meristemas secundarios que se originan de células maduras situadas en la base del limbo de la hoja o en el pecíolo y como resultado de lesiones.

En *Lilium longiflorum* y *L. candidum* el primordio de la yema se origina en células de parénquima de la cara superior de la escama del bulbo, mientras que el primordio de la raíz se origina de células de parénquima situadas justamente abajo del primordio de la yema. Aunque la escama original sirve como fuente de alimento para la planta en desarrollo, el sistema vascular del bulbillo joven es independiente de aquél, que finalmente se seca y desaparece. (275)

En la violeta africana las nuevas raíces y tallos se originan por la formación de células meristemáticas en las células maduras de las hojas. Las raíces son producidas endógenamente de células de pared delgada situadas entre los haces vasculares. Los nuevos tallos salen de células de la epidermis y de la corteza que está situada inmediatamente abajo de ella. Las raíces emergen, forman raíces secundarias y continúan creciendo durante varias semanas antes de que aparezca el tallo. Aunque la hoja original provee materiales nutrientes a la planta joven, no se convierte en parte de la nueva planta. (189)

En varias especies, por ejemplo en batata, *Peperomia* y *Sedum*, en las estacas de hojas las nuevas raíces y tallos se originan del tejido de callo que se desarrolla en la superficie cortada debido a la actividad de meristemas secundarios. El pecíolo de las estacas de hoja de *Sedum* forma, unos cuantos días después de haber sido preparadas, un cojín de callo considerable. Dentro del tejido de callo se organizan los primordios de las raíces y poco después de la hoja materna se desarrollan cuatro o cinco raíces. Después de esto, se originan primordios de tallo en una superficie lateral del cojín de callo y se desarrollan para formar nuevos tallos. (296)

En las hojas se forman con más facilidad raíces que yemas adventicias. En algunas plantas, como el caucho de la India (*Ficus elastica*) y la planta de jade (*Crassula argentea*), las estacas deben incluir una porción del tallo antiguo que contenga una yema axilar debido a que, aunque en la base de la hoja se pueden formar raíces adventicias, no es probable que se forme un tallo adventicio. De hecho, las hojas enraizadas de algunas especies sobreviven durante años sin producir tallos adventicios. Sin embargo, con un tratamiento con una citokinina, como la benciladenina, se inician yemas y tallos. (17)

ESTACAS DE RAÍZ

Cuando se regeneran plantas nuevas de trozos de raíces (estacas de raíces) debe efectuarse el desarrollo de tallos adventicios y en muchos casos también de raíces adventicias. (213) En algunas plantas, las yemas adventicias se forman con facilidad en las raíces de plantas intactas, produciendo hijuelos. Cuando se extraen las raíces separándolas de las plantas y se cortan en trozos, es más probable que las yemas se formen como una respuesta a la lesión. En raíces jóvenes, esas yemas pueden originarse en el periciclo, cerca del cámbium vascular. (224, 291) Las yemas en desarrollo empiezan a aparecer como grupos de células de pared delgada, con un núcleo prominente y un citoplasma denso. (58, 269) En raíces viejas, las yemas pueden originarse exógenamente en un crecimiento de tipo calloso del felógeno, o bien en una proliferación callosa en los tejidos de los radios. (62) Los primordios de yemas pueden desarrollarse también de tejidos de callo de heridas que proliferan en los extremos cortados o en las superficies lesionadas de las raíces (204) o bien surgen al azar en el parénquima de la corteza. (214)

En las estacas de raíz a menudo la regeneración de nuevos meristemas radicales es más difícil que la producción de yemas adventicias. Las nuevas raíces pueden no ser adventicias sino que se desarrollen de iniciales de raíces latentes contenidas en raíces secundarias viejas y

presentes en el trozo de raíz. (227) Por lo general, esas raíces laterales se originan de células maduras del periciclo, la endodermis o de ambos, adyacentes al cilindro vascular central. (14, 62) Se ha observado que en ciertas raíces se originan raíces adventicias en la región del cambium vascular.

La regeneración de nuevas plantas a partir de estacas de raíz se efectúa de diferentes formas, dependiendo de la especie. En el tipo más común, la estaca de raíz produce, primero, un tallo adventicio y después las raíces, a menudo en la base del nuevo tallo en vez de hacerlo en el trozo de raíz original. A veces los tallos adventicios se pueden separar y hacer enraizar como estacas de tallo después de tratarlos con una hormona para enraizamiento. (14) En otras plantas, para cuando aparecen los primeros brotes ya se ha formado un sistema radical bien desarrollado. Las estacas de raíz de algunas especies forman un fuerte tallo adventicio pero no desarrollan nuevas raíces y finalmente la estaca muere. En ciertas especies, las estacas de raíz producen un nuevo sistema radical fuerte, pero no surgen tallos adventicios, así, finalmente la estaca muere. (131)

Las estacas de raíz, tomadas de árboles procedentes de semilla, muy jóvenes se producen con más éxito que aquellas tomadas de árboles más viejos. En este último caso, las fallas se deben a la incapacidad del trozo de raíz para regenerar un nuevo sistema radical. Esta incapacidad probablemente está relacionada con el fenómeno de juvenilidad, que también interviene en la formación de las raíces de las estacas de tallo.

No todas las partes subterráneas de las plantas son raíces, algunas, como los rizomas, son de tejido de tallo; por tanto no puede decirse que las nuevas plantas que se desarrollen de brotes originados de esos tejidos subterráneos hayan sido obtenidas de estacas de raíz.

En el Cap. 10 se presenta una lista de plantas comúnmente propagadas por estacas de raíz.

Propagación de plantas quiméricas por estacas de raíz

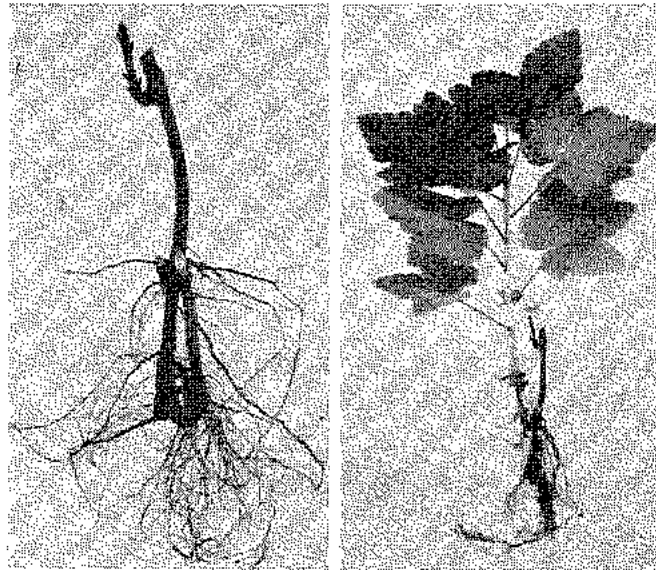
Una de las principales ventajas que se atribuye a la propagación asexual es la reproducción fiel de todas las características de la planta madre. Sin embargo, lo anterior no siempre resulta cierto en las estacas de raíz. En las quimeras periclinales, en las cuales las células de las capas externas tienen una composición genética diferente a aquella de los tejidos internos, la producción de plantas nuevas por estacas de raíces resulta en la obtención de plantas que difieren de las progenitoras. Esto está bien ilustrado en los casos de la "boysenberry" sin espinas y la zarzamora rastrera "Thornless Evergreen", en las cuales las estacas de tallo o de hoja con yema producen plantas que retienen la característica de la falta de espinas, pero de las estacas de raíz resultan plantas con espinas.

POLARIDAD

La polaridad característica de tallos y raíces se muestra en forma conspicua en el enraizamiento de las estacas (Figs. 9-9 y 9-10). Las estacas de tallo forman brotes en el extremo distal (cercano a la punta del brote) y raíces en el extremo proximal (más cercano a la corona de la planta). Las estacas de raíz forman raíces en el extremo distal y brotes en el extremo proximal. Cambiando las posiciones de las estacas respecto a la gravedad no se altera esta tendencia (16) (Fig. 9-10).

En los primeros estudios sobre la polaridad de la regeneración en las plantas efectuados por Vöchting (274) este autor señaló que el tejido de los tallos está fuertemente polarizado, propo-

Fig. 9-9 Resultados de plantar una estaca de grosella roja (*Ribes sativum*) invertida (con polaridad inversa). Izquierda: varios meses después de plantada. Derecha: un año después. El tallo originado de la yema central con nuevas raíces en su base se ha convertido en la planta principal y está creciendo con la polaridad correcta. El tallo de la yema superior, todavía viviente, no ha llegado a desarrollarse normalmente.



niéndose entonces la teoría de que esa propiedad podía atribuirse a componentes celulares individuales, dado que sin importar qué tan pequeña fuera la porción, la regeneración era consistentemente polar. Cuando un trozo de raíz se corta en dos segmentos, las dos superficies de la estaca son similares en todos sus aspectos. Sin embargo, al regenerarse las raíces y los tallos, una superficie de la estaca produce raíces y la otra el tallo. Vöchting concluyó también que la intensidad del efecto de la polaridad variaba considerablemente entre los diversos órganos vegetales. Los tallos mostraron una fuerte polaridad de regeneración, las raíces una más débil y las hojas otras aún más débil. Es común observar en estacas de hojas que las raíces y los tallos se originan en la misma posición, usualmente en la base de la estaca, mostrando que existe muy poca o ninguna polaridad (véase Fig. 10-12).

Fig. 9-10 Polaridad de la regeneración de la raíz en estacas de vid de madera dura. Las estacas de la izquierda se colocaron en posición invertida, pero aún así las raíces se desarrollaron del extremo morfológicamente basal (proximal). Las estacas de la derecha se colocaron a enraizar con la orientación normal, formándose las raíces en el extremo basal.



Cuando se cortan segmentos de tejidos, se altera la unidad fisiológica. Ello debe ocasionar una redistribución de alguna sustancia, probablemente auxina, explicando así las diferentes respuestas observadas en superficies antes adyacentes. La correlación de la polaridad de la diferenciación de la raíz con el movimiento de auxina se ha observado en varios casos (173, 215, 231, 253, 276) También se sabe que la polaridad en el transporte de auxina varía en intensidad en los diferentes tejidos, siendo en particular débil en los pecíolos. El movimiento polar de las auxinas es un proceso de transporte activo y aparentemente una actividad secretoria, cuyas bases se encuentran en las características estructurales de las células individuales de floema. (162)

BASES ANATOMICAS Y FISIOLÓGICAS DE LA INICIACION DE RAICES Y TALLOS ADVENTICIOS

Sustancias reguladoras del crecimiento

Para la iniciación de raíces adventicias, algunas concentraciones de materiales que ocurren naturalmente tienen una acción hormonal más favorable que otras. Estas relaciones han sido objeto de gran estudio. Para distinguir entre *hormonas vegetales*⁴ y *sustancias reguladoras del crecimiento de las plantas*⁵ puede decirse que todas las hormonas regulan el crecimiento; pero que no todas las sustancias reguladoras del crecimiento son hormonas. Varias clases de reguladores del crecimiento, como las auxinas, citokininas, giberelinas, ácido abscísico y etileno influyen en la iniciación de raíces. De ellos, las auxinas son las que ejercen mayor efecto en la formación de raíces en las estacas. Además de estos grupos, otros materiales de ocurrencia natural que no han sido bien definidos, como varios inhibidores y estimuladores, pueden desempeñar una parte menos directa en la iniciación de raíces adventicias.

AUXINAS

Los estudios efectuados sobre la fisiología de las auxinas a mediados de la década de 1930, y después, mostraron que ésta intervenía en actividades de la planta tan variadas como el crecimiento del tallo, la formación de raíces, la inhibición de las yemas laterales, la abscisión de hojas y frutos y en la activación de las células del cámbium.

El ácido indol-3-acético (IAA) se identificó en 1934 como un compuesto de ocurrencia natural que tenía una actividad considerable de auxina (149, 254) y pronto se encontró que promovía la formación de raíces adventicias. (152, 256, 258, 286) Esta acción del IAA se demostró originalmente mediante un ensayo biológico, usando epicótilos de chícharo ahilados en un grupo de condiciones estándar. (285, 287, 288)

⁴ *Hormonas vegetales* son compuestos orgánicos, distintos de los nutrientes, producidos por las plantas, los cuales en concentraciones bajas regulan los procesos fisiológicos vegetales. De ordinario en la planta se mueven de un sitio de producción a un sitio de acción.

⁵ *Sustancias reguladoras del crecimiento en las plantas* son compuestos sintéticos u hormonas vegetales que modifican procesos fisiológicos de las plantas. Regulan el crecimiento imitando a las hormonas, influyendo en la síntesis, destrucción, translocación o (posiblemente) modificando los sitios de acción de las hormonas.

Posteriormente se probó el ácido indolacético sintético (véase Fig. 9-20) respecto a su actividad para promover la formación de raíces en segmentos de tallo; y en 1935 varios investigadores (34, 155, 256) demostraron el empleo práctico de este material en la estimulación de la formación de raíces en las estacas. Casi en el mismo periodo se demostró (253, 301) que dos materiales similares, el ácido indolbutírico (IBA) y el ácido naftalenacético (NAA) (véase Fig. 9-20), aunque no son de ocurrencia natural, eran aún más efectivos para este propósito que el ácido indolacético de ocurrencia natural. Se ha confirmado muchas veces que la auxina, natural o aplicada artificialmente, es un requerimiento para la iniciación de raíces adventicias en tallos (75) y hasta se ha demostrado que la división de las primeras células iniciales depende de la presencia de auxina, ya sea aplicada o endógena. (90)

Estudios fisiológicos realizados con estacas de chícharo (59, 60, 181) han dilucidado el papel de las auxinas en el intrincado proceso de la iniciación de raíces. En las estacas de chícharo se encontró que la formación y el desarrollo de las raíces se efectuaba en dos periodos básicos:

1. Un periodo de iniciación en el cual se forman los meristemas de la raíz. Este periodo puede a su vez dividirse en dos etapas:
 - a. Una etapa con auxina activa, que dura unos cuatro días, durante la cual para que se formen las raíces se debe proporcionar auxina, procedente ya sea de una yema terminal o de auxina aplicada (si la estaca ha sido decapitada). (60, 181) Esta etapa va seguida por;
 - b. Una etapa inactiva en auxina. Suspendiendo la auxina en esta etapa (que dura unos cuatro días), no se afecta adversamente la formación de raíces.
2. Un periodo de elongación y crecimiento de la raíz, durante el cual la punta de la raíz crece hacia afuera a través de la corteza, emergiendo finalmente de la epidermis del tallo (véase Fig. 9-5). Entonces en los primordios de la nueva raíz se desarrolla un sistema vascular y se conecta con los haces vasculares adyacentes. En este periodo no se registra respuesta a la auxina.

CITOKININAS

Las citokininas son hormonas vegetales de crecimiento que intervienen en el crecimiento y diferenciación de las células. Diversos materiales naturales y sintéticos como zeatina, kinetina y 6-benciladenina, tienen actividad de citokinina. Las especies que tienen un contenido natural elevado de citokina han sido más difíciles de hacer enraizar que aquellas de contenidos bajos. (190) Por lo general, la aplicación de citokininas sintéticas han inhibido la iniciación de raíces en las estacas de tallo. (132, 225) Sin embargo, al aplicar citokinina en concentraciones muy bajas a estacas de chícharo decapitadas en un estado muy temprano de desarrollo (61) o a estacas foliares de begonia (107) se estimuló la iniciación de raíces, mientras que concentraciones mayores la inhibieron. La aplicación a las estacas de chícharo en una etapa posterior de iniciación de las raíces no produjo esta inhibición. Así pues, la influencia de las citokininas en la iniciación de las raíces puede depender de la etapa específica de iniciación y de la concentración. (61) De acuerdo con las observaciones obtenidas de estudios en segmentos de tallo de tabaco (Fig. 9-11), las citokininas se relacionan con las auxinas en el control de la diferenciación de órganos. (89, 231)

Las citokininas estimulan fuertemente la iniciación de yemas; por ejemplo, en estacas de raíz de *Isatis tinctoria* (una herbácea bienal) cultivadas en medio estéril, después de varios subcultivos no se obtuvo formación de yemas en los trozos de raíz a menos que se agregara kinetina al medio. (43) En forma similar los tratamientos con citokinina indujeron la iniciación de

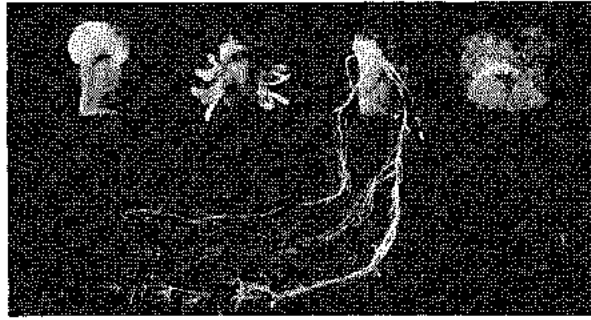


Fig. 9-11 Efectos del sulfato de adenina (una citokinina) y del ácido indolacético en el crecimiento y la formación de órganos en segmentos de tallo de tabaco. *Extremo izquierdo*: control. *Izquierda, centro*: sulfato de adenina, 40 mg/L. Formación de yemas con disminución de formación de raíces. *Derecha, centro*: ácido indolacético, 0.02 mg/L, formación de raíces con prevención de la formación de yema. *Extremo derecho*: sulfato de adenina, 40 mg/L más ácido indolacético, 0.02 mg/L. Estímulo del crecimiento, pero sin formación de órganos. Cortesía de Folke Skoog.

yemas en segmentos de raíz de *Convolvulus* (correhuela) cultivados en una solución nutritiva estéril, en especial con luz. (18)

Las estacas foliares proporcionan un buen material de prueba para el estudio de las relaciones auxina-citokinina, ya que dichas estacas deben iniciar tanto raíces como tallos. En un estudio (107) de estacas de hoja de *Begonia* en condiciones asépticas, la citokinina en concentraciones relativamente elevadas (13 ppm) estimuló la formación de yemas e inhibió la de raíces. Las auxinas, en concentraciones altas produjeron el efecto opuesto. Sin embargo, se pusieron de manifiesto relaciones de interacción entre auxinas y citokininas. A bajas concentraciones (unas 2 ppm) el IAA estimuló la formación de yemas, reforzando la influencia de la citokinina. También en concentraciones bajas (unas 0.8 ppm), la kinetina estimuló el efecto del IAA en la promoción de raíces.

Al parecer, los notables cambios estacionales que se presentan en la capacidad de regeneración de las estacas de hoja de *Begonia* son debidos a una compleja interacción de temperatura, fotoperiodo e intensidad de la luz, que controla las concentraciones de auxinas endógenas y de otros reguladores del crecimiento. (110)

En *Bryophyllum*, las yemas se inician en las muescas de las hojas en una etapa temprana de su formación. Los tallos que se producen en las hojas se originan de esas yemas. La aplicación de citokininas tiene un efecto estimulador en el desarrollo de las yemas, mientras que la auxina inhibe el desarrollo de las yemas pero estimula la formación de raíces. (108)

GIBERELINAS (GA)

Las giberelinas (Fig. 6-10) son un grupo de sustancias de ocurrencia natural, estrechamente relacionadas entre sí, que fueron aisladas por primera vez en Japón en 1939, siendo conocidas principalmente por sus efectos de estimulación de la elongación del tallo. A concentraciones

relativamente altas (como de 10^{-3} M) inhibido de manera consistente la formación de raíces adventicias. Existen pruebas de que esta inhibición es un efecto local directo que impide las divisiones celulares tempranas implicadas en la transformación de tejidos de tallos maduros a una condición meristemática. (22) Las giberelinas tienen una función en la regulación de la síntesis del ácido nucleico y de las proteínas, y es posible que supriman la iniciación de raíces interfiriendo con estos procesos (148). Sin embargo, en concentraciones bajas (10^{-11} a 10^{-7} M), las giberelinas han estimulado la iniciación de raíces en estacas de chícharo, en especial cuando las plantas madres se cultivaron con radiaciones luminosas bajas. (94)

En estacas de hoja de *Begonia*, se observó (111) que el ácido giberélico inhibía la formación tanto de yemas adventicias como de raíces, probablemente bloqueando las divisiones celulares organizadas que inician la formación de primordios de yemas y de raíces. Se tienen pruebas en estacas de sauce (90) de que la giberelina aplicada bloquea la actividad de la auxina en el desarrollo de primordios de la raíz subsecuente a la etapa más temprana de iniciación.

La reducción de las concentraciones naturales de giberelinas en los tejidos debe estimular la formación de raíces adventicias en las estacas. De hecho, se ha obtenido en experimentos el estímulo del enraizamiento con varias sustancias químicas que interfieren con la actividad de la giberelina, como Alar® (SADH) (209, 294), ácido abscísico (9, 29), gonadotropinas (163) y EL 531 (Arest®) [α cicloprofil α (4 metoxi-fenil-5-pirimidin metanol)], un antagonista de la giberelina. (142)

ÁCIDO ABSCÍSICO (ABA)

Los reportes sobre el efecto del ácido abscísico, un inhibidor de ocurrencia natural en las plantas, sobre la formación de raíces adventicias son contradictorios, (9, 29, 109, 208) aparentemente dependiendo de la concentración y del estado nutricional de las plantas maternas de las que se tomen las estacas.

ETILENO (C_2H_4)

El etileno, un material gaseoso, es producido por las plantas y tiene efectos hormonales, aunque no se ajusta de manera exacta a la definición de una hormona. (1) En 1933 Zimmerman y Hitchcock (299) mostraron que el etileno aplicado en concentraciones de alrededor de 10 ppm ocasiona la producción de raíces en tejidos de tallos y de hojas así como el desarrollo de raíces preexistentes en los tallos. En ese mismo año, éstos y otros investigadores (301) mostraron que las aplicaciones de auxina pueden regular la producción de etileno y sugirieron que el etileno inducido por la auxina puede explicar la capacidad de la auxina para inducir la iniciación de raíces. La centrifugación de estacas de *Salix* en agua (o su solo remojo en agua caliente o fría) estimula la producción de etileno en los tejidos, así como el desarrollo de las raíces, sugiriendo una posible relación causal entre la producción de etileno y el subsecuente desarrollo de raíces. (142, 144) Al parecer la centrifugación aumenta el contenido de agua de las estacas, lo cual puede bloquear la difusión de etileno fuera de la estaca y el aumento de la concentración de etileno estimula la formación de raíces. (145)

Estudios sobre la iniciación de raíces en estacas de frijol mungo (186) mostraron que el etileno, en dosis de 0 a 1000 ppm disminuyó la iniciación de raíces.

Otros estudios (153) mostraron que la aplicación de etephon, un compuesto que genera etileno en estacas de frijol mungo sí estimuló la formación de raíces. Aparentemente, las relaciones entre auxina, etileno y la formación de raíces adventicias son muy complejas, implicando más que una simple alteración de la concentración de etileno.

Los efectos de yemas y hojas

Duhamel du Monceau (53) explicó en 1758 la formación de raíces adventicias en los tallos con base en el movimiento de la savia hacia abajo. Extendiendo este concepto, el fisiólogo alemán Sachs, postuló en 1882 (219) la existencia de una sustancia específica formadora de raíces manufacturada en las hojas, que se movía hacia abajo, a la base del tallo; en donde promovía la formación de raíces. En 1925 van der Lek (159, 161) demostró que en estacas de plantas como sauce, álamo, grosella y vid, las yemas de brote vigoroso estimulan el desarrollo de las raíces justamente abajo de ellas. Se supuso que en las yemas en desarrollo se formaban unas sustancias de tipo hormonal que eran transportadas en el floema a la base de las estacas, en donde estimulaban la formación de raíces.

Went, en 1929 (285), fue el primero en determinar un factor específico formador de raíces, cuando encontró que si se aplican extractos de hojas de *Acalypha* a tejidos de la misma o de *Carica*, inducían la formación de raíces. Bouillenne y Went (19) en 1933 encontraron en cotiledones, hojas y yemas sustancias que estimulaban el enraizamiento de las estacas, llamando a esos materiales "rizocalina".

EFFECTOS DE LAS YEMAS EN EL ENRAIZAMIENTO

En los ensayos efectuados por Went (287) respecto a la actividad formadora de raíces de varias sustancias, es significativo que la presencia de cuando menos una yema en la estaca de chícharo fuera esencial para la producción de raíces. Una estaca sin yema no forma raíz aunque se trate con una preparación rica en auxina. Este descubrimiento indica de nuevo que para la formación de las raíces se necesitaba un factor diferente a la auxina, presumiblemente producido por la yema. En 1938 Went postuló que en las hojas se manufacturaban factores específicos distintos a la auxina y que eran necesarios para la formación de raíces. Estudios posteriores (59, 182) con estacas de chícharo confirmaron esa observación. Para que se formen las raíces, durante los primeros tres o cuatro días de que se haga la estaca es necesaria la presencia de un ápice (o de una yema lateral) en crecimiento activo. Después de esos tres o cuatro días, se pueden remover las terminales y las yemas de la estaca sin que ello interfiera con la formación subsecuente de raíces.

Desde hace mucho se demostró que la cantidad de alguna o algunas sustancias formadoras de raíces, distintas a las auxinas, de ocurrencia natural todavía no identificadas pero esenciales para la formación de raíces puede ser abundante en algunas plantas y escasa o aun inexistente en otras. En estudios efectuados por Cooper (35) en 1938, se trataron con auxinas estacas de manzano y de limonero y al determinar el contenido de auxina en los dos grupos de estacas se encontró que había poca diferencia en las cantidades recuperadas. Sin embargo, ninguna de las estacas de manzano formó raíces mientras que las de limonero sí lo hicieron. Se supuso que las estacas de manzano carecían de ciertas sustancias naturales no identificadas necesarias para la formación de raíces, mientras que esas sustancias se encontraban en abundancia en las estacas de limonero.

Con base en sus estudios sobre el enraizamiento de estacas de coníferas siempreverdes, Thimann y Delisle (255) convinieron en que para la iniciación de raíces intervenía algún otro factor (o factores) desconocido y diferente a la auxina. Estos investigadores pensaron que dicho factor puede existir en cantidades mayores en plantas jóvenes, tales como plántulas de un año, explicando así la relativa facilidad con que enraizan las estacas tomadas de plantas jóvenes, mostrando el "efecto de juvenilidad". (119)

En ciertas plantas, la remoción de las yemas de las estacas detiene la formación de raíces casi por completo, en particular en especies que no poseen iniciales de raíz preformadas. (159, 285) En algunas plantas, si se quita un anillo de corteza hasta llegar a la madera justamente abajo de una yema, se reduce la formación de raíces indicando con ello que existe cierta influencia que se desplaza por el floema desde la yema hasta la base de la estaca, en donde se activa para estimular la iniciación de raíces. Se ha mostrado (65, 161) que si se toman estacas de madera dura a mediados del invierno, cuando las yemas están en periodo de reposo,⁶ éstas no tienen efecto estimulador del enraizamiento, pero que si las estacas se preparan a principios del otoño o en la primavera, cuando las yemas están en actividad y sin la influencia del "reposo", muestran un fuerte efecto estimulador del enraizamiento.

También se ha demostrado, con estacas de patrones de manzano y de ciruelos, que la capacidad de los tallos para regenerar raíces aumentó en el invierno alcanzando su máximo justo antes de la apertura de las yemas en primavera; pensándose que ello está asociado con una disminución del nivel de letargo de las yemas después del enfriamiento invernal. (127)

Estudios con estacas de abeto Douglas (212) revelaron una marcada relación entre la actividad de las yemas y el enraizamiento de las estacas. El enraizamiento fue menor en septiembre y octubre cuando el letargo de las yemas estaba en su punto más alto y mayor en diciembre y enero (si se aplicaba auxina) y en febrero y marzo (cuando no se aplicó auxina), después de que el enfriamiento invernal había suprimido el letargo de las yemas.

Al hacer enraizar estacas de algarrobo (*Ceratonia siliqua*) durante un año con intervalos mensuales, la remoción de las yemas cambió el patrón de enraizamiento, principalmente retardando el punto máximo de enraice de mediados de primavera hasta mediados de verano. Ello se muestra en la Fig. 9-18. (66)

EFFECTOS DE LAS HOJAS SOBRE EL ENRAIZAMIENTO

Desde hace mucho que se conoce, y existe, un número considerable de demostraciones experimentales (35, 207, 285) de que la presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte influencia estimulante sobre la iniciación de raíces (véanse Figs. 9-12 y 9-13).

El efecto estimulante de las hojas en el enraizamiento de estacas de tallo se ha mostrado en una forma elegante en estudios con aguacate. (210) Las estacas de cultivares difíciles de hacer enraizar bajo niebla pronto tiran sus hojas y mueren, mientras que en las cultivares que enraizan con facilidad las hojas son retenidas hasta durante nueve meses. La correlación positiva entre el porcentaje de retención de hojas y el de enraizamiento de estacas se muestra en la

⁶ El periodo de "reposo" es una condición fisiológica de las yemas de muchas especies leñosas perennes, que empieza poco después de que se forman las yemas. Cuando están en esa condición, no se expanden a formar flores o ramas foliosas, aun en condiciones de crecimiento adecuadas. Sin embargo, después de exposición a suficiente frío, se rompe la condición de "reposo" y las yemas se desarrollan normalmente con el advenimiento de temperaturas favorables para el desarrollo.

Fig. 9-12 Efecto de las hojas sobre el enraizamiento de estacas del limonero "Lisbon". Ambos grupos fueron enraizados bajo niebla intermitente y tratados con ácido indolbutírico por el método de inmersión en solución concentrada de 4000 ppm.

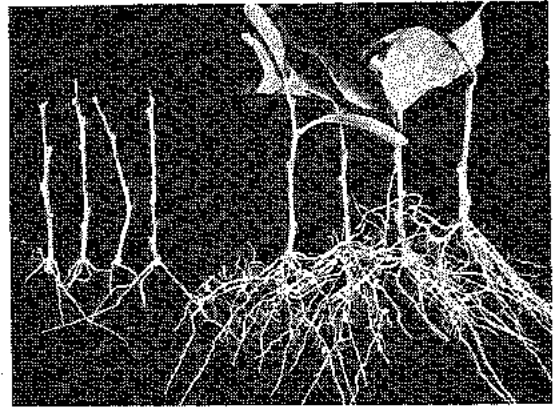


Fig. 9-13 Efecto de hojas, yemas y auxina aplicada sobre la formación de raíces en estacas con hojas del peral "Old Home". Arriba: estacas tratadas con auxina (ácido indolbutírico en concentración de 4000 ppm durante 5 s). Abajo: estacas no tratadas. De izquierda a derecha: con hojas, hojas removidas; yemas removidas; con un cuarto del área foliar natural. Cortesía de W. Chantarotwong.

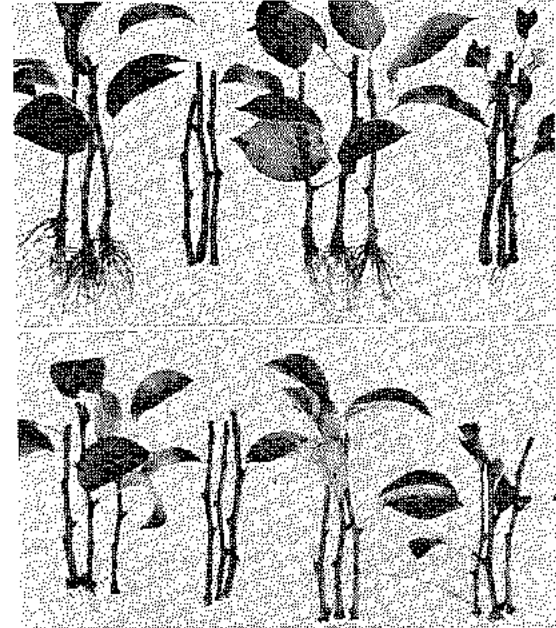


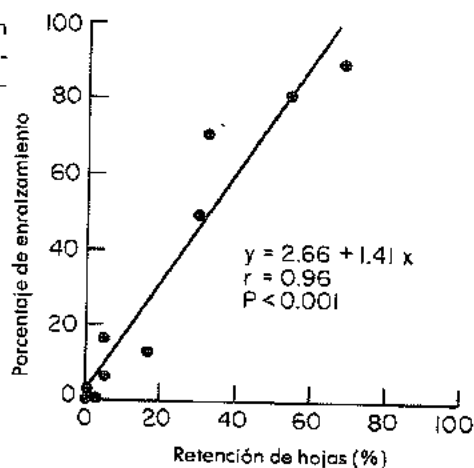
Fig. 9-14. En este estudio, después de una estancia de cinco semanas en la cama de enraice, en las bases de las estacas de enraizamiento fácil se encontró cinco veces más almidón que el que había al inicio de las pruebas.

Indudablemente los carbohidratos translocados de las hojas contribuyeron a la formación de raíces. Sin embargo, es probable que los fuertes efectos de las hojas para promover el enraice se deban a otros factores más directos. (21) Se sabe que las hojas y las yemas son grandes productores de auxina y los efectos se observan directamente debajo de ellas, indicando que hay implicado un transporte del ápice a la base.

Las estacas de ciertos clones enraizan con facilidad, pero las de otros clones muy afines lo hacen con dificultad considerable.

Al parecer injertando una porción foliosa de un clon de enraizamiento fácil en la porción basal de un tallo de un clon de enraice difícil y preparando luego la combinación como una es-

Fig. 9-14 Correlación entre las hojas retenidas en estacas de diversos clones de aguacate y el porcentaje de enraizamiento. Con datos de Reuveni y Raviv. (212)



taca, se logra que enraice con facilidad. Tal vez los factores de enraizamiento proporcionados por las hojas o las yemas del clon de enraizamiento fácil estimule la formación de raíces en la parte basal de enraizamiento difícil. Se han efectuado experimentos de ese tipo pero con resultados contradictorios. Van Oberbeek y otros, (270, 271) lograron la producción de raíces en el hibisco "Purity" (blanco) difícil de enraizar injertando previamente, en el mismo, secciones del hibisco "Brilliant" (rojo) que enraiza con facilidad y aplicando luego auxinas. Las estacas de "Purity", no injertadas y tratadas con auxinas no produjeron raíces y pronto se les cayeron las hojas. Las estacas de "Brilliant" sin injertar y tratadas con auxina enraizaron con facilidad y retuvieron sus hojas.

En experimentos posteriores con las mismas cultivares de hibisco efectuados por Ryan y otros (217) se obtuvieron resultados diferentes. En estacas retenidas durante seis semanas, obtuvieron un enraizamiento de 100% en "Brilliant", 90% en "Purity" y 84% en estacas de "Brilliant" injertada sobre "Purity". Es posible que en los estudios de van Overbeek la dificultad de hacer enraizar las estacas de "Purity" se debieron principalmente a la pérdida temprana de hojas en las condiciones de su experimento. Si se pueden retener las hojas durante el tiempo suficiente, aquellas de la cultivar "Purity" estimulan el enraizado tan bien como las de "Brilliant".

Bouillenne y Bouillenne-Walrand (19) propusieron en 1955 que la "rizocalina" fuera considerada como un complejo de tres componentes: 1) un factor específico, translocado de las hojas, y caracterizado químicamente como orto-dihidroxifenol; 2) un factor no específico (auxina), que es translocado y que se encuentra en concentraciones biológicamente bajas y 3) una enzima específica localizada en las células de ciertos tejidos (periciclo, floema, cámbium), que probablemente sea de tipo polifenol-oxidasa.

Además propusieron que el orto-dihidroxifenol reacciona con auxina dondequiera que esté presente la enzima requerida, dando origen al complejo de "rizocalina", que puede considerarse un paso en una cadena de reacciones conducentes a la iniciación de raíces (Fig. 9-15). Libbert (164) en 1965 obtuvo evidencia de que la auxina, formando un complejo con un factor móvil "X" podía conducir a la iniciación de raíces, pero rechazó el concepto de la intervención de una enzima no móvil, afirmando que la auxina misma actúa para producir una desdiferenciación de células, determinando el sitio de la formación de raíces.

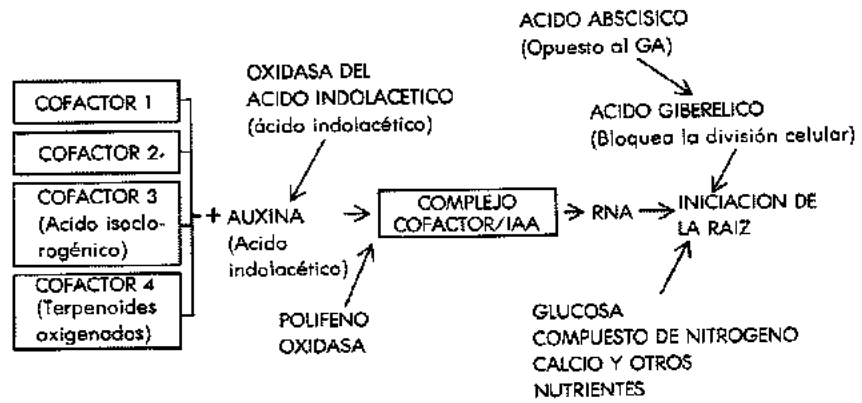


Fig. 9-15 Relaciones hipotéticas de varios componentes que conducen a la iniciación de raíces adventicias. Además, pueden estar presentes factores específicos inhibidores del enraizamiento que interfieren con el desarrollo de la raíz.

COFACTORES DEL ENRAIZAMIENTO (SINÉRGICOS DE LA AUXINA)

Hess (113, 114, 115, 117) en 1962 aisló, de estacas en estudio, varios cofactores de enraizamiento, empleando técnicas de cromatografía así como de bioensayo con frijol mungo (*Phaseolus aureus*). Su material de estudio fueron estacas de la forma juvenil de enraice fácil y de la forma madura de enraizamiento difícil de la hiedra inglesa (*Hedera helix*). También usó cultivos de crisantemos difíciles y fáciles de hacer enraizar y formas de flores blanca y roja de *Hibiscus rosa-sinensis*. Estos cofactores son sustancias de ocurrencia natural que al parecer actúan sinérgicamente con el ácido indolacético para promover el enraizamiento. En el material usado en estas investigaciones, las formas de enraizamiento fácil tenían un contenido mayor de dichos cofactores que las formas de enraice difícil.

Uno de los cofactores (Núm. 4) representa a un grupo de sustancias activas, tentativamente identificadas como terpenoides oxigenados. Otro (Núm. 3) fue identificado en 1965 como ácido clorogénico. (116) Trabajos posteriores mostraron que en tejidos de hiedra juveniles había tres compuestos estimulantes de las raíces de tipo lípidos que contienen alcohol funcional y grupos nitrílicos. Los tres eran incoloros e inestables, descomponiéndose en compuestos de color amarillo-naranja y perdiendo su actividad para promover el enraizamiento. (120)

Al ensayar la actividad biológica de compuestos relacionados estructuralmente con el cofactor 4, Hess (114) encontró que en el bioensayo con frijol mungo el compuesto fenólico catecol reacciona sinérgicamente con el ácido indolacético en la producción de raíces. Este investigador señaló que dado que el catecol se oxida fácilmente a una quinona y como el propio frijol mungo es una buena fuente de fenolasa, es posible que la oxidación de un orto-dihidroxifenol sea uno de los primeros pasos conducentes a la iniciación de raíces, como había sido sugerido con anterioridad por Bouillenne y Bouillenne-Walrand. (17) Además, se han encontrado otros compuestos que reaccionan sinérgicamente con la auxina para estimular el enraizamiento. (84)

Uno de los cofactores de enraizamiento postulados posiblemente sea el ácido abscísico, que puede promover la iniciación de raíces, (29) tal vez antagonizando a las giberelinas, que en ciertas concentraciones inhiben la formación de raíces.

Mediante el bioensayo con frijol mungo se han encontrado cofactores de enraizamiento en estacas de madera dura de los patrones de manzano "Crab C" y "Malling 26". (30) Cuando

las estacas de "Malling 26" fueron sometidas durante el periodo de almacenamiento invernal a temperaturas de 18.5 °C (una práctica que se sabe que aumenta el enraice), se encontró un aumento en la actividad de los cofactores. El tejido de tallo de madera dura del patrón "Malling 106" de enraizamiento fácil mostró una presencia fuerte de factores que promueven el enraizamiento cuando se sometieron al bioensayo con mungo (4) mientras que en el patrón de enraizamiento difícil "Malling 2" esos factores estuvieron presentes en cantidades menores y aparecieron inhibidores de las raíces.

Fadl y Hartmann (64, 65) aislaron un factor endógeno promotor del enraice de las secciones basales de estacas de madera dura de una cultivar de peral que enraiza con facilidad ("Old Home"). Este material altamente activo en la promoción del enraizamiento apareció sólo en estacas que tenían yemas y tratadas con ácido indolbutírico. El contenido más elevado se encontró diez días después de que las estacas habían sido preparadas, tratadas con IBA y colocadas en el medio de enraizamiento. Los extractos de segmentos basales de estacas similares de la cultivar "Bartlett" (de enraizamiento difícil), tratadas con IBA no mostraron ese factor de enraizamiento, el cual tampoco apareció en estacas de "Old Home" de las que se habían removido las yemas o en una época del año en las cuales las yemas estaban en una condición de "reposo" profundo. Los análisis usando espectro UV y espectroscopia infrarroja indicaron que este factor de enraizamiento es una estructura compleja de alto peso molecular y posiblemente un producto de condensación entre la auxina aplicada y una sustancia fenólica producida por las yemas.

La acción de estos compuestos fenólicos en la promoción del enraizamiento puede ser, cuando menos en parte, proteger la auxina de ocurrencia natural (ácido indolacético) que induce el enraizamiento de su destrucción por la enzima oxidasa del ácido indolacético. (50) Esta posibilidad también fue sugerida en pruebas de enraizamiento de *Hedera helix* juvenil (87) en las cuales el fenol catecol mostró un notable sinergismo con el IAA en la promoción del enraizamiento. Sin embargo, cuando se usó como auxina ácido naftalenacético (NAA), que no es afectado por la oxidasa del IAA, el NAA solo fue tan efectivo como el NAA más catecol. Este resultado implica que el catecol protegía al IAA de su destrucción por la enzima.

Empleando técnicas *in vitro* se mostró (136) que el floriglucinol (1,3,5-trihidrooxibenceno) actuaba sinérgicamente con el ácido indolbutírico para estimular la iniciación de raíces adventicias en los patrones de manzano "Malling 9" y otros, pero no en todos ellos. (302) En estos estudios, los cultivos de tallo que se desarrollaron en presencia de floriglucinol subsecuentemente enraizaron mejor que los que crecieron en su ausencia. Sin embargo, cuando menos en el manzano, la interacción del IBA y el floriglucinol en la promoción del enraizamiento *in vitro* depende de la fase de crecimiento del material de estacas (juvenil o adulto) así como de la concentración de cada compuesto. (282) También se ha mostrado que el floriglucinol promueve el enraizamiento en especies de *Rubus* (134, 135) y de *Prunus*. (141)

Sin embargo, el papel que desempeñan los cofactores fenólicos en la iniciación de raíces adventicias es motivo de controversia, ya que en algunos estudios (116) no se ha encontrado ninguna correlación entre los cofactores de enraizamiento y la respuesta de enraice.

Inhibidores endógenos del enraizamiento

Las estacas de ciertas plantas de enraizamiento difícil pueden no llegar a enraizar debido a la presencia de inhibidores del enraizamiento de ocurrencia natural. Esto se encontró hace muchos años (235) que era el caso en vides, en las cuales los estudios cromatográficos sugirieron la presencia de dos inhibidores asociados con la respuesta de enraizamiento. La lixi-

viación de las estacas con agua aumentó la cantidad y la calidad de las raíces. Un inhibidor liberado en el agua durante la lixiviación tuvo un efecto detrimento en el enraice de estacas de *Vitis vinifera* que enraiza con facilidad. Las estacas de *V. berlandieri*, difíciles de enraizar, al parecer tenían un contenido mayor del inhibidor.

Las estacas de madera dura del peral "Bartlett" enraizan con dificultad con tratamientos que producen un buen enraizamiento de las estacas de madera dura del peral "Old Home". (64) Extractos tomados de estacas de ambas cultivares, 20 días después de haberlas tratado con IBA y colocado en un medio de enraice mostraron claramente que había diferencias en las cantidades de inhibidores y promotores.

Otras pruebas relativas a inhibidores del enraizamiento se presentan en estudios efectuados en Australia (41, 194) con los tejidos adultos de enraizamiento difícil de *Eucalyptus grandis*, que contenían compuestos que bloqueaban la formación de raíces adventicias. En estos estudios se encontraron tres inhibidores y se desarrolló una información considerable respecto a su estructura y propiedades físicas, habiéndose determinado que son derivados de ocurrencia natural del sistema 2, 3-dioxa-biciclo [4,4,0] decano. Estos inhibidores no se encontraron presentes en el tejido juvenil de enraice fácil de *E. grandis*.

De estudios (11, 13) con estacas tomadas de cultivares de dalias, se determinó que en plantas cuyas estacas eran difíciles de hacer enraizar, se formaban inhibidores en las raíces y se movían hacia arriba, acumulándose en los tallos, interfiriendo después con la formación de raíces. En cultivares cuyas estacas enraizaban con facilidad, el contenido de inhibidores era bajo.

Clases de plantas respecto a la facilidad de enraizamiento

Las plantas se pueden dividir en tres clases respecto a su relación con los materiales implicados en la iniciación de raíces adventicias:

- a. Aquellas en que los tejidos proporcionan todas las diversas sustancias nativas, incluso auxina, esenciales para la iniciación de raíces. Cuando se hacen estacas y se colocan en condiciones ambientales adecuadas, ocurre una rápida formación de raíces.
- b. Aquellas en que hay presentes amplias cantidades de cofactores de ocurrencia natural, pero en que la auxina es limitante. Con la aplicación de auxina, el enraizamiento se aumenta grandemente.
- c. Aquellas en que falta la actividad de uno o más de los cofactores internos, aunque la auxina natural puede o no estar presente en abundancia. Con la aplicación externa de auxina se obtiene poca o ninguna respuesta debido a la falta de los efectos de uno o más de los materiales de ocurrencia natural esenciales para la formación de raíces.

Respecto al último grupo, Haissig (91) postula que la falta de iniciación de raíces en respuesta a la auxina aplicada (o aún a la auxina nativa) puede ser debida a una o más de las causas siguientes:

1. Carencia de las enzimas necesarias para sintetizar los conjugados de auxina-fenol inductores del enraizamiento.
2. Carencia de activadores de las enzimas.
3. Presencia de inhibidores de enzimas.
4. Carencia de substratos fenólicos.
5. Separación física de las enzimas reaccionantes debido a compartimentación celular.

Cambios bioquímicos durante el desarrollo de raíces adventicias

Una vez que en las estacas se han iniciado raíces adventicias, se desarrolla una actividad metabólica considerable a medida que se desarrollan nuevos tejidos y las raíces crecen a través y afuera de los tejidos de tallo circundantes para convertirse en raíces externas funcionales. Se demostró que tanto la síntesis de proteínas como la producción de ARN participaban indirectamente en el desarrollo de raíces adventicias en segmentos de tallo ahilados de *Salix tetrasperma*. (33) El hecho de que la acción de la auxina requiera la presencia de factores nutricionales (glucosa) es debido al requerimiento de una fuente de carbono para la biosíntesis de los ácidos nucleicos y de las proteínas.

En hortensia, se han realizado algunos estudios de significancia (183, 184) de los cambios bioquímicos que se registran durante el desarrollo de iniciales de raíz preformadas hasta que llegan a ser raíces en emergencia. Estos estudios siguieron, en particular, los cambios en los patrones y concentración de ADN y de enzimas a medida que se desarrollaban las raíces.

Se encontró que las iniciales de las raíces se originaban en los radios de parénquimas del floema, emergiendo de 10 a 12 días después de hacer las estacas. El contenido total de proteína de las iniciales de raíces aumentó en más del 100% en los primeros cuatro días siguientes a la fecha en que se hicieron las estacas, pero no se registró en las células un aumento marcado de ADN sino hasta el sexto día. Aparentemente, una síntesis considerable de proteínas precedió a la replicación del ADN en gran escala.

Durante la formación de raíces adventicias en hortensia se registró un marcado incremento en la actividad enzimática, (183) identificando en las células de los radios de floema y de xilema de los haces vasculares las enzimas peroxidasa, oxidasa del citocromo, deshidrogenasa succínica y enzimas hidrolizadoras de almidón. Luego, durante el desarrollo de las raíces, la actividad enzimática cambió de los tejidos vasculares a la periferia de los haces. El incremento en la actividad enzimática se registró de dos a tres días después de hacer las estacas.

Se encontró que el almidón desaparecía de la endodermis, los radios de xilema y de floema y de la médula en la región de los primordios de raíz en desarrollo, aparentemente siendo utilizado como una fuente de alimento carbohidratado. Evidentemente el almidón desempeña un papel nutricional importante en el desarrollo de las raíces adventicias.

Usando CO_2 radioactivo aplicado a las hojas (20) se determinó que, en el desarrollo de raíces adventicias en estacas de ciruelo tratadas con IBA, tan pronto como se inició la formación de callo y de raíces, se registró un aumento marcado en azúcares (y pérdida de almidón) en la base de las estacas, apareciendo ^{14}C en la sucrosa, glucosa, fructosa y sorbitol. Aparentemente el callo y las raíces en desarrollo actúan como un "sumidero" de los carbohidratos que se mueven de la parte superior de la estaca.

FACTORES QUE AFECTAN LA REGENERACION DE PLANTAS A PARTIR DE ESTACAS

Entre las diferentes especies y cultivares existe marcada diferencia en la capacidad de enraizamiento de las estacas que se toman de ellas. Para determinar dichas diferencias es necesario hacer pruebas empíricas, lo cual ya se ha hecho con la mayoría de las plantas de importancia económica. Las estacas de tallo de algunas cultivares enraizan con tal facilidad que con las instalaciones y cuidados más simples se pueden lograr porcentajes elevados de enraizamiento. Por otra parte, todavía no se ha logrado hacer enraizar las estacas o cultivares de muchas variedades y especies. Las estacas de algunas cultivares "difíciles" se pueden hacer enraizar si se toman en

cuenta varios factores que influyen en ello y se mantienen en condiciones óptimas. Los factores ambientales que se tratan en esta sección son de gran importancia para este grupo y la atención que se preste a ellos hace la diferencia entre el éxito o el fracaso de obtener un enraizamiento satisfactorio. Esos factores son:

- A. *Selección del material para estacas*
 1. Condición fisiológica de la planta madre
 2. Factor de juvenilidad (edad de la planta madre)
 3. Tipo de madera seleccionada
 4. Presencia de virus
 5. Época del año en que se toma la estaca
- B. *Tratamiento de las estacas*
 1. Reguladores del crecimiento
 2. Nutrientes minerales
 3. Fungicidas
 4. Lesionado
- C. *Condiciones ambientales durante el enraizamiento*
 1. Relaciones con el agua
 2. Temperatura
 3. Luz
 - a. Intensidad
 - b. Longitud del día
 - c. Calidad de la luz
 4. Medio de enraice

En el resto de este capítulo se tratan estos factores en detalle.

Selección del material para estacas

CONDICIÓN FISIOLÓGICA DE LA PLANTA MADRE

Escasez de agua. Los propagadores de plantas a menudo recalcan la conveniencia de tomar las estacas en la mañana, temprano, cuando el material vegetal está turgente. Existen datos experimentales que apoyan este punto. Estudios efectuados con estacas de cacao (63) y de chícharo (206) mostraron una reducción del enraizamiento cuando las estacas se tomaron de plantas madres que sufrían por carencia de agua.

Carbohidratos. La nutrición de la planta madre puede ejercer una fuerte influencia en el desarrollo de raíces y tallos de las estacas. (197, 203, 222) Este efecto, que puede estar relacionado con un estado fisiológico dado del tejido, puede asociarse con ciertas relaciones carbohidratos/nitrógeno. Por ejemplo, Kraus y Kraybill (151) observaron hace mucho tiempo, al hacer estacas de tomate, que aquellas con tallos amarillentos, ricos en carbohidratos pero pobres en nitrógeno, producían muchas raíces, pero tallos débiles, mientras que las de tallos verdes, que contenían muchos carbohidratos pero más nitrógeno aunque produjeron menos raíces tenían tallos más fuertes. Los tallos verdes, suculentos, muy pobres en carbohidratos y ricos en nitrógeno, todos se pudrieron sin producir raíces ni tallos.

Factores internos, tales como el contenido de auxina, de cofactores de enraizamiento y las reservas de carbohidratos pueden, desde luego, influir en la iniciación de raíces de las estacas.

En un estudio (240) en el cual se determinaron estos factores en cultivares de crisantemo de enraizamiento fácil y difícil, la única correlación que se pudo obtener fue con las reservas de carbohidratos en los tallos, teniendo las estacas fáciles de enraizar las reservas más abundantes. Las estacas de madera suave de lúpulo, mantenidas con luz de baja intensidad, respondieron a los pretratamientos con azúcares con un gran incremento en la producción de raíces, ilustrando con ello la necesidad de una amplia reserva de carbohidratos para la producción de las mismas. (128) La necesidad de aplicar glucosa (75, 200) o sucrosa (81) para la formación de raíces en segmentos de tallo ha sido demostrada con pruebas *in vitro* (véase Fig. 9-25), aunque las concentraciones excesivas pueden disminuir el enraizamiento. (95, 188)

La selección del material adecuado para estacas, en cuanto al contenido de carbohidratos, puede determinarse por la macidez del tallo. Aquellos que son indeseablemente pobres en carbohidratos están suaves y flexibles, en tanto que los ricos en carbohidratos son macizos y rígidos y se rompen tronándose antes de doblarse. Sin embargo, esta condición conveniente puede confundirse con la macidez debida a la maduración de los tejidos, causada por el engrosamiento y la lignificación de las paredes celulares.

Un método simple para seleccionar material para estacas que tenga un contenido elevado de almidón deseable, es la prueba de yodo. Las puntas recién cortadas de un manojo de estacas se sumergen durante un minuto en una solución al 0.2% de yodo en yoduro de potasio. Las estacas que tienen el mayor contenido de almidón se tiñen de color más oscuro. Se puede hacer una clasificación de las estacas en ricas, intermedias y pobres en almidón. En pruebas de este tipo efectuadas con estacas de vides, (292) enraizó el 63% de las ricas en almidón, 35% de las intermedias y 17% de las pobres en almidón.

Estudios de propagación de estacas de raíces de frambuesa (171) y de manzano (215) han mostrado que se obtiene mayor éxito con estacas tomadas en el otoño, cuando el contenido de carbohidratos de las raíces es más elevado. La supervivencia fue más mala con estacas tomadas en verano, cuando las reservas de carbohidratos de las raíces eran muy bajas.

Las estacas de aguacate, que enraizan con facilidad, retuvieron sus hojas y acumularon almidón en la base de las estacas, mientras que las de cultivares de enraizamiento difícil tiraron sus hojas y murieron. (210)

Nutrición mineral. Al igual que en el caso de los carbohidratos, un contenido moderado de nitrógeno en los tejidos es mejor para lograr un enraizamiento óptimo. El contenido de nitrógeno muy bajo conduce a una reducción del vigor, mientras que su abundancia produce un vigor excesivo. Cualquiera de estos extremos es desfavorable para un buen enraice. Los tejidos con alto contenido de nitrógeno casi siempre tienen un crecimiento lujurioso, suave y succulento, con bajas reservas de carbohidratos. Esas ramas de crecimiento rápido también pueden ser pobres en otros componentes necesarios para el enraizamiento.

En las plantas madres, el equilibrio de bajo contenido de nitrógeno y alto contenido de carbohidratos, que en muchos casos parece favorecer el enraizamiento, puede lograrse en diversas formas:

1. Reduciendo los abonos nitrogenados a las plantas madres, disminuyendo con ello el crecimiento de los tallos y permitiendo la acumulación de carbohidratos. Cualquier tipo de restricción al crecimiento de las raíces de las plantas madres, como el que ocurre cuando se les cultiva en macetas o muy juntas en setos, tiende a impedir el crecimiento vegetativo en exceso y permite la acumulación de carbohidratos.
2. Como material para estacas, selecciónese aquellas partes de la planta que se encuentren en un estado de nutrición conveniente. Por ejemplo, tómense ramas laterales en las cuales ha disminuido el crecimiento rápido y se han acumulado carbohidratos, en lugar de tomar ramas terminales su-

culentas. [Sin embargo, en plantas que presentan un patrón de crecimiento plagiotrópico (véase Pág. 205), se debe evitar el uso de ramas laterales.]

3. Seleccione regiones de la rama que se sepa que tienen un contenido elevado de carbohidratos. En un análisis químico (204) de ramas de rosal del tipo usado para estacas, el contenido de nitrógeno aumentó de manera uniforme de la base a la punta de la rama. Por tanto, las porciones basales de esas tendrán el equilibrio de bajo contenido de nitrógeno-alto contenido de carbohidratos favorable para el buen enraizamiento.

No obstante lo anterior, no se puede decir que un contenido elevado de carbohidratos en las estacas esté invariablemente asociado con la facilidad para el enraizamiento, pudiendo estar presentes otros factores que ejerzan una mayor influencia.

Estudios (197, 198) en vides mostraron que cuando las plantas madres se cultivaban en condiciones de deficiencia de fósforo, potasio, calcio o magnesio, la formación de raíces en las estacas era más mala que en estacas tomadas de plantas que habían recibido una alimentación completa, pero con la reducción del nitrógeno en las plantas madres aumentó la formación de raíces en las estacas. Sin embargo, una deficiencia extrema de nitrógeno en las plantas madres disminuyó en lugar de aumentar el enraizamiento. Esto fue comprobado en geranios (104) en las cuales las plantas madres se cultivaron con tres niveles de nitrógeno, fósforo y potasio. La nutrición nitrogenada de las plantas madres tuvo un mayor efecto en el enraice que el fósforo o el potasio, obteniéndose los mayores porcentajes con dosis bajas y medianas de nitrógeno que con dosis mayores.

Sin embargo, para que pueda efectuarse la iniciación de las raíces, el nitrógeno es necesario para la síntesis de ácidos nucleicos y de proteínas. Abajo de un nivel mínimo de disponibilidad de nitrógeno, se detiene la iniciación de raíces y en esos casos la adición de nitrógeno mejora el enraizamiento.

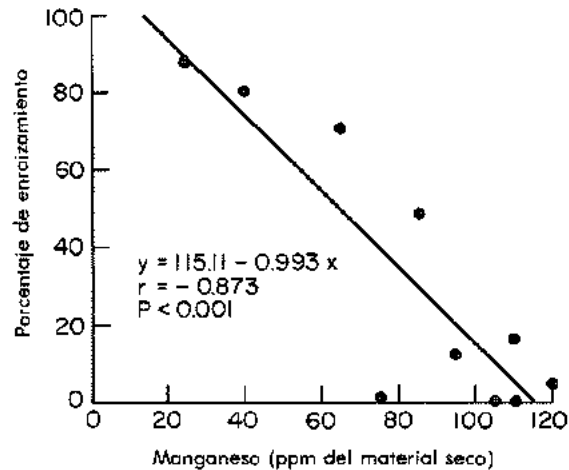
Las estacas de vid fertilizadas con zinc enraizaron en un porcentaje mayor y resultaron de mejor calidad que las estacas tomadas de vides no tratadas. (222) Este efecto puede deberse a un incremento en la producción de auxina nativa resultante de un mayor contenido de triptófano (un precursor de la auxina) encontrado en las plantas tratadas. (El zinc es necesario para la producción del triptófano.) De hecho, la aplicación de triptófano sintético ha incrementado el enraizamiento de las estacas de vid. También en Africa del Sur se han observado efectos benéficos de las aplicaciones de zinc a plantas madres en la propagación de estacas de ciruelo "Marianna".

En hojas de estacas tomadas de cultivares de aguacate difíciles de enraizar se encontraron contenidos elevados de manganeso, (210) mientras que las estacas de cultivares que enraizan con facilidad tenían un contenido de manganeso mucho menor (Fig. 9-16). De once elementos para los cuales se hicieron análisis en este estudio, sólo el manganeso mostró correlación con el enraice. Se sabe que el manganeso (259) es un activador de la enzima oxidasa del ácido indolacético, que destruye auxina y puede, por ello, conducir a una reducción de la cantidad de auxina natural en la base de la estaca, ocasionando un mal enraizamiento.

Para plantas difíciles de hacer enraizar se pueden usar varios tratamientos para alterar la condición fisiológica o nutricional de las plantas madres o porciones de las mismas. Estos tratamientos, que a menudo conducen al incremento del enraizamiento de las estacas tomadas de esas plantas incluyen el ahilamiento (véase Pág. 278) y/o el anillado de las ramas cierto tiempo antes de hacer las estacas.

Anillado. El anillado, o la constricción del tallo en alguna otra forma, bloquea la translocación hacia abajo de carbohidratos, hormonas y otros posibles factores que promueven el crecimiento de las raíces y puede conducir a un aumento en su iniciación. Aplicando esta técnica

Fig. 9-16 Correlación entre el contenido de manganeso de las hojas de diferentes clones de aguacate, y el porcentaje de enraizamiento. Con datos de Reuveni y Raviv. (210)



a las ramas antes de separarlas para su empleo como estacas, debe mejorar el enraizamiento. En muchos con esta práctica se ha tenido gran éxito. Por ejemplo, el enraice de estacas de cítricos y de hibisco se estimuló con el anillamiento, o atando la base de los tallos con alambres varias semanas antes de tomar las estacas. (137, 239) En estacas procedentes de árboles maduros del encino de agua (*Quercus nigra*), se obtuvo una mejoría de tres tantos en el enraizado cuando las estacas se tomaron de ramas que habían sido anilladas seis semanas antes, en especial si se frotó a las estacas anilladas en un polvo consistente en 1% de IBA y PPZ (1-fenil-3-metil-5-pirazolona), 20% de sucrosa y 5% de captano en talco. (97) Con el anillado (238) se obtuvo también un aumento considerable en el contenido de un cofactor de enraizamiento más arriba del sitio del anillado, en un clon del hibisco que enraiza con facilidad. El anillado practicado justo abajo de una sección de tallo previamente ahilada fue efectivo en especial para estimular el enraizamiento de estacas de manzano. (45)

El factor de juvenilidad o cambio de fase (edad de la planta madre)

En plantas difíciles de hacer enraizar, la edad de la planta madre puede ser un factor dominante en la formación. Las estacas de tallo o de raíz tomadas en la fase de desarrollo juvenil del crecimiento, como se encuentran en las plántulas jóvenes, con frecuencia forman nuevas raíces con mucha mayor facilidad que aquellas tomadas de plántulas que están en la fase adulta de su desarrollo, ya sean procedentes de semilla o propagadas vegetativamente (73, 122, 223) (véase Cap. 8). Experimentos con manzano, peral, eucalipto, roble de Virginia, abeto Douglas y muchas otras especies han mostrado que la capacidad de las estacas para formar raíces adventicias disminuye con el aumento de la edad de las plantas procedentes de semilla; en otras palabras, cuando la planta madre cambia de la fase juvenil a la fase adulta.

En un sentido (255) de enraizamiento de estacas de ciertas especies coníferas y deciduas, conocidas porque enraizan con extrema dificultad, se concluyó que el factor individual más importante que afectaba la iniciación de raíces era la edad del árbol del cual se habían tomado las estacas.

Algunos libros ingleses antiguos, de jardinería, enlistan un gran número de plantas que se hicieron enraizar de estacas, plantas que ahora se considera difícil, si no imposible, de propa-

gar en esa forma. Es probable que en tiempos pasados esas especies fueran llevadas a Inglaterra de países lejanos como semillas y las estacas, subsecuentemente, fueron hechas de plántulas jóvenes, explicando el factor de juvenilidad la facilidad del enraizamiento.

En algunas especies como manzano, hiedra inglesa y olivo, las diferencias en ciertas características morfológicas, como el tamaño y la forma de la hoja, hacen que sea fácil distinguir entre las porciones adultas y las más bajas, juveniles, de la planta. Para lograr un mejor enraizamiento, las estacas se deben tomar de la parte juvenil. (201) En ciertas clases de árboles, como roble y abedul, la retención de las hojas hasta finales del otoño ocurre en las partes basales del árbol e indican que ésta todavía se encuentra en estado juvenil. Las estacas se deben tomar de este tipo de madera. (85)

Cualquier tratamiento que mantenga la fase juvenil de crecimiento será de valor para prevenir la declinación del potencial de enraizamiento a medida que envejecen las plantas madres. Los tratamientos de cultivo en seto o de poda dado a los árboles de *Pinus radiata* (Fig. 9-17) fueron bastante efectivos para mantener el potencial de enraizamiento de las estacas tomadas de ellos a medida que envejecían los árboles en comparación con los no cultivados en setos. (165) Los beneficios de mantener el potencial de enraizamiento con el cultivo en setos probablemente son explicados por la prevención del cambio de fase de juvenil a adulta. En Inglaterra, durante muchos años se ha seguido la práctica de usar como plantas madres para la obtención de patrones de madera dura de árboles frutales, plantas especiales que son mantenidas como setos en lugar de dejarlas crecer en forma de árboles. (76)

La relación de la juvenilidad con el crecimiento de las raíces tal vez se pueda explicar por el incremento en la formación de inhibidores del enraizamiento a medida que la planta se hace vieja. Las estacas del tallo tomadas de plántulas jóvenes de diversas especies de eucalipto enraizan con facilidad, pero a medida que envejece la planta madre, el enraice disminuye en forma drástica. Estudios efectuados en Australia (194) mostraron que existe una asociación directa y cuantitativa entre esa disminución del enraizamiento y la producción de un inhibidor de las raíces en los tejidos de la base de las estacas. En los tallos jóvenes procedentes de plántulas ese inhibidor estaba ausente, al igual que en el tejido de tallo adulto de *Eucalyptus de glupta* que enraiza con facilidad.

Fig. 9-17 Plantas madres para la obtención de estacas de *Pinus radiata* son mantenidas en forma de seto mediante la poda (compárese con los árboles no podados del fondo). Estos árboles cultivados en setos pueden producir un gran número de estacas que conservan los altos porcentajes de enraizamiento, la calidad de las raíces y el potencial de crecimiento que normalmente se asocia con árboles maternos más jóvenes. (165) Fotografía cortesía de W. J. Libby.



Es posible que la reducción del potencial de enraizamiento con la edad sea resultado de una disminución del contenido de compuestos fenólicos. Se ha postulado que los fenoles actúan como cofactores o sinergistas de la auxina en la iniciación de raíces. En ciertas plantas se observó que el contenido de fenoles era menor en las formas maduras que en las juveniles. (80)

Para lograr el enraizamiento de estacas de especies difíciles, sería útil poder inducir en las plantas adultas la producción de formas juveniles que enraizan con facilidad. Esto se ha hecho en varios casos con los métodos siguientes:

En el manzano (241) se pueden obtener formas juveniles de árboles maduros haciendo que de trozos de raíces se desarrollen brotes adventicios, los cuales después se convierten en estacas de tallo y se hacen enraizar.

Removiendo las yemas terminal y laterales de plantas de *Pinus sylvestris* y asperjándolas con una mezcla de citokinina, ácido triyodobenzoico y Alar, se puede forzar la salida de muchos brotes interfasciculares. Con tratamientos subsecuentes apropiados se puede hacer enraizar a un buen porcentaje de esos brotes. (289)

En algunas plantas se puede obtener madera juvenil de plantas maduras forzando el crecimiento juvenil de los esferoblastos (protuberancias verrugosas que contienen tejidos meristemáticos y conductores que a veces se forman en troncos o ramas). Se induce el crecimiento de ellos desyemando y recortando mucho las plantas madres. Luego, esos brotes juveniles se pueden hacer enraizar con facilidad en las condiciones usuales. (283) Usando el método de acodado en montículo en estas estacas enraizadas de esferoblastos se producen estacas que continúan poseyendo las características juveniles. Con el método de propagación por acodado en montículo, la fase juvenil se puede mantener continuamente.

El injerto de formas adultas de hiedra en formas juveniles ha inducido su cambio al estado juvenil, siempre que las plantas se mantengan a una temperatura bastante alta. (51, 247) Esta transmisión de la capacidad juvenil de enraizamiento de plántulas a formas adultas mediante el injerto, también se ha logrado en árboles de caucho (*Hevea brasiliensis*). (187)

Las aspersiones de giberelina a plantas de hiedra inglesa en su fase adulta de crecimiento han producido un estímulo notable del desarrollo y la reversión de algunas ramas a la etapa juvenil (211) así como una mejoría en el enraizamiento de estacas tomadas de las plantas asperjadas. (247)

Es de importancia recordar que la condición juvenil se encuentra sólo en tejidos tales como los que se originan de plántulas jóvenes, de aquellos de la porción juvenil inferior de árboles adultos maduros, de los que se originan de yemas adventicias (no latentes) de los tallos o aquellos que se han hecho revertir a su estado juvenil con tratamientos de giberelina o por injerto en madera juvenil. Los tejidos de plantas jóvenes propagadas de material tomado de plantas en la fase adulta no están en un verdadero estado juvenil.

Tipo de madera seleccionada

Hay muchas posibilidades de escoger el tipo de material a usar, abarcando (en perennes leñosas) desde las ramas terminales muy succulentas del crecimiento en curso hasta grandes estacas de madera dura de varios años de edad. Aquí, al igual que en la mayoría de los factores que afectan el enraizamiento de las estacas, es imposible establecer algún tipo de material que sea mejor para todas las plantas. Lo que puede ser ideal para una planta, puede resultar en una falla en otra. Sin embargo, lo que se ha encontrado que se aplica a ciertas especies o cultivares a menudo pueden extenderse a otras especies o cultivares afines.

DIFERENCIAS ENTRE PLANTAS INDIVIDUALES PROCEDENTES DE SEMILLA

En el enraizamiento de estacas tomadas de plántulas individuales de una especie que de ordinario se propaga por semilla, la experiencia ha demostrado que existen amplias diferencias entre los individuos respecto a la facilidad con que las estacas tomadas forman raíces. Justamente, al igual que las plántulas difieren entre sí en muchos aspectos, no es de sorprender que existan diferencias en su capacidad para formar raíces. Desde luego, se han reconocido las diferencias que existen entre diversos clones para formar raíces. De manera similar, estas diferencias deben ser anticipadas cuando plantas leñosas que de ordinario se propagan por semilla, como la mayoría de las especies forestales, se propagan por estacas. En el enraizamiento de estacas tomadas de árboles viejos procedentes de semilla de abeto de Noruega (*Picea abies*), pino blanco (*Pinus strobus*) y arce rojo (*Acer rubrum*), se presentaron marcadas diferencias respecto a la capacidad de enraizamiento de ramas tomadas de árboles individuales. (48, 233)

DIFERENCIAS ENTRE RAMAS LATERALES Y TERMINALES

En experimentos de enraizamiento de estacas de tallo de ciruelo se comparó el enraizamiento de diferentes tipos de estacas de madera suave tomadas en primavera. Los resultados mostraron una marcada superioridad de enraizamiento de las ramas laterales, enraizando las terminales sólo en un 10 %, las laterales en crecimiento activo, 19 %, y las laterales en que había cesado el crecimiento activo, 35 %.

De manera similar, con las ramas laterales de pino blanco y de abeto noruego se obtuvo consistentemente un porcentaje mayor de estacas enraizadas que de las ramas terminales. (48, 67) También en rododendro, las estacas delgadas tomadas de ramas laterales con frecuencia tuvieron un porcentaje de enraizamiento mayor que aquellas tomadas de ramas terminales fuertes y vigorosas. Sin embargo, en ciertas especies las plantas propagadas por estacas enraizadas tomadas de ramas laterales pueden tener un hábito de crecimiento indeseable (véase Fig. 8-5).

DIFERENCIAS ENTRE DIVERSAS PARTES DE LA RAMA

En algunas plantas leñosas, las estacas de madera dura se hacen cortando ramas bastante largas y obteniendo de cada una de ellas de cuatro a ocho estacas. Se sabe que de la base a la punta de esas estacas existen marcadas diferencias en composición química. A menudo se han observado variaciones en la producción de raíces entre las estacas tomadas de diferentes porciones de la rama, encontrándose en muchos casos que el mayor enraizamiento se obtiene de la porción basal de la misma. Estacas preparadas de ramas de tres cultivares de zarzamora de mata alta (*Vaccinium corymbosum*) enraizaron con más éxito si procedían de la porción basal de la rama en vez de las partes terminales. (192) Cuando menos en algunas plantas de tallos leñosos se ha determinado que el número de iniciales de raíces preformadas disminuye marcadamente de la base a la punta de la rama. (160) En consecuencia, la capacidad de enraizamiento de las porciones basales de esas ramas es bastante mayor que aquella de las partes apicales.

Sin embargo, en estudios con una madera de tipo diferente, las estacas de madera suave de cerezos (*Prunus cerasus*, *P. avium*, *P. mahaleb*), preparadas, de crecimiento nuevo, succulento y enraizadas bajo niebla, tuvieron los siguientes porcentajes de estacas enraizadas: "Stockton Morello", basal, 30 %, punta, 77 %; "Bing", basal, 0 %, punta, 100 %; "Montmorency", basal, 10 %, punta, 90 %. (98)

En tallos leñosos de un año o más de edad, en donde se han acumulado carbohidratos en las bases de las ramas y, tal vez en donde posiblemente bajo la influencia de sustancias promotoras del enraizamiento procedentes de las yemas y las hojas, se han formado en las partes basales algunas iniciales de raíces, el mejor material para estacas es la porción basal. En plantas deciduas de las cuales se usan ramas suculentas para hacer estacas de madera suave existe una situación fisiológica por completo diferente. Aquí no se encuentran acumulaciones de carbohidratos ni iniciales de raíz preformadas. El mejor enraizamiento de las puntas de las ramas puede ser explicado por la posibilidad de que contengan mayores concentraciones de sustancias endógenas promotoras del enraice originadas en la yema terminal. También, en las estacas terminales existe menos diferenciación, habiendo más células que pueden volverse meristemáticas.

Sin embargo, este factor es de poca importancia en estacas de especies que enraizan con facilidad, en las cuales se obtiene un enraizamiento completamente satisfactorio cualquiera que sea la posición que haya tenido la estaca en la rama.

MADERA FLORAL O VEGETATIVA

En la mayoría de las plantas se pueden hacer estacas de ramas que estén en condición vegetativa o en floración. De nuevo, en especies de enraizamiento fácil hay poca diferencia en cuáles se usen, pero en especies de enraizamiento difícil éste puede ser un factor importante. Por ejemplo, en una especie de zarzamora (*Vaccinium atrococcum*), las estacas de madera dura tomadas de ramas con yemas florales no enraizaron tan bien como las que tenían sólo yemas foliares. (191) Cuando se utilizó madera vegetativa, enraizó un 39% de las mismas, pero cuando las estacas tenían una o más yemas florales, ninguna enraizó. La remoción de las yemas florales antes de poner a enraizar las estacas no aumentó el porcentaje de enraice, indicando con ello que no es la presencia actual de yemas florales lo que inhibe el enraizamiento, sino más bien alguna condición fisiológica o anatómica previa asociada con la presencia de yemas florales. De igual manera, las estacas de dalia que tienen yemas florales enraizan con mayor dificultad que aquellas que sólo tienen yemas vegetativas. (13)

En rododendro, la remoción temprana de yemas florales potenciales aumentó el enraizamiento, posiblemente mediante la eliminación de un estímulo promotor de la floración, antagónico de la producción de raíces; la remoción posterior de las yemas florales todavía aumentó el enraizamiento, posiblemente eliminando la competencia por materiales necesarios para el mismo. (138)

Aparentemente existe cierto antagonismo entre la regeneración vegetativa y la floración. Su base es probable que se encuentre en las relaciones de auxina, dado que se sabe que los contenidos elevados de ésta que en las estacas de tallo son favorables para la iniciación de raíces adventicias, tienden a inhibir la iniciación de las flores. (260)

Se ha observado consistentemente, tanto en estacas de raíz como de tallo de muchas especies, que se obtiene una mejor regeneración cuando las estacas se toman ya sea antes o después del periodo de floración más bien que durante el mismo. (52) En algunos casos las estacas tomadas en cualquier tiempo en que las plantas madres se encontraban en estado vegetativo enraizaron muy bien, pero tan pronto como éstas empezaron a iniciar yemas florales, las estacas ya no enraizaron. (221)

A fin de que tengan la máxima capacidad de regeneración, las plantas madres deben estar en crecimiento vegetativo activo (y no haber entrado en estado de floración). En Inglaterra (76) las fuentes usuales de estacas de madera dura para patrones de árboles frutales son setos que se podan bastante en invierno para coleccionar el material para estacas, manteniendo así, para el siguiente año, un estado de crecimiento vigoroso no florífero.

ESTACAS "CON TALÓN" VS. ESTACAS "SIN TALÓN"

En la preparación de estacas, a menudo se recomienda que se deje en su base un "talón" (una pequeña rebanada de la madera más vieja) a fin de obtener un máximo de enraice. Lo anterior puede ser cierto en estacas de madera dura de algunas plantas. En el membrillero (*Cydonia oblonga*), se obtuvo un enraizamiento considerablemente mejor usando estacas con talón, en este caso tal vez debido a la presencia en la madera más vieja de iniciales de raíces preformadas. Las estacas de plantas siempreverdes de hoja angosta, a menudo, pero no siempre, enraizan con más facilidad si en la base de la estaca se deja un talón de madera vieja.

Presencia de virus

Desde que se desarrollaron procedimientos para eliminar virus de clones mediante el tratamiento con calor, ha sido posible mostrar el efecto depresivo de los virus en la iniciación de raíces adventicias. Lo anterior se comprobó en estacas de manzano (129) y de baya de ganso (*Ribes*) (266), en las cuales las estacas procedentes de clones libres de virus enraizaron mucho mejor que aquellas tomadas de material infectado. La presencia de virus reduce no sólo el porcentaje de enraizamiento sino también el número de raíces que se forman en las estacas. Los malos resultados que con frecuencia se obtienen en el enraizamiento de estacas es posible que puedan deberse al uso de material para estacas infectado por virus y puede explicar los resultados variables que a menudo se obtienen en diferentes pruebas de la misma cultivar.

Epoca del año

En algunos casos, la estación del año puede tener enorme influencia en los resultados obtenidos y puede ser la clave para obtener un enraizamiento exitoso. Es posible, desde luego, hacer estacas en cualquier época del año. En la propagación de especies deciduas, se pueden tomar estacas de madera dura durante la estación de reposo o bien durante la temporada de crecimiento se pueden preparar estacas foliosas de madera suave o de madera semidura, usando madera succulenta o parcialmente madura. Las especies siempreverdes de hoja angosta y de hoja ancha tienen, durante el año, uno o más periodos de crecimiento y se pueden obtener estacas en varias épocas, relacionadas con dichos periodos.

Algunas especies, como los truenos, se pueden hacer enraizar con facilidad casi en cualquier época del año; por otra parte, es posible obtener un excelente enraizamiento, bajo niebla, de estacas de olivo foliosas a finales de primavera y en el verano, mientras que el enraizamiento se reduce casi a cero si se toman estacas similares a mediados de invierno. (101) Las estacas de *Ficus infectoria* enraizan mejor durante la primavera y el verano, cuando la actividad cambial está en su punto más alto, disminuyendo a cero durante el otoño y el invierno, cuando cesa la actividad del cámbium. (2) Las estacas de madera suave de especies leñosas deciduas tomadas durante la primavera o el verano usualmente enraizan con más facilidad que las estacas de madera dura obtenidas en el invierno. Por tanto, para plantas difíciles de hacer enraizar a menudo es necesario recurrir al empleo de estacas de madera suave. En pruebas efectuadas con cerezos (98) no se logró hacer enraizar ninguna estaca de madera dura tomada en invierno, mientras que las estacas de madera suave tomadas en primavera lo hicieron satisfactoriamente en la mayoría de las cultivares. Esta situación está también bien ilustrada con las lilas (*Syringa* spp.). Casi la única forma en que se puede lograr el enraizamiento por este método de esta

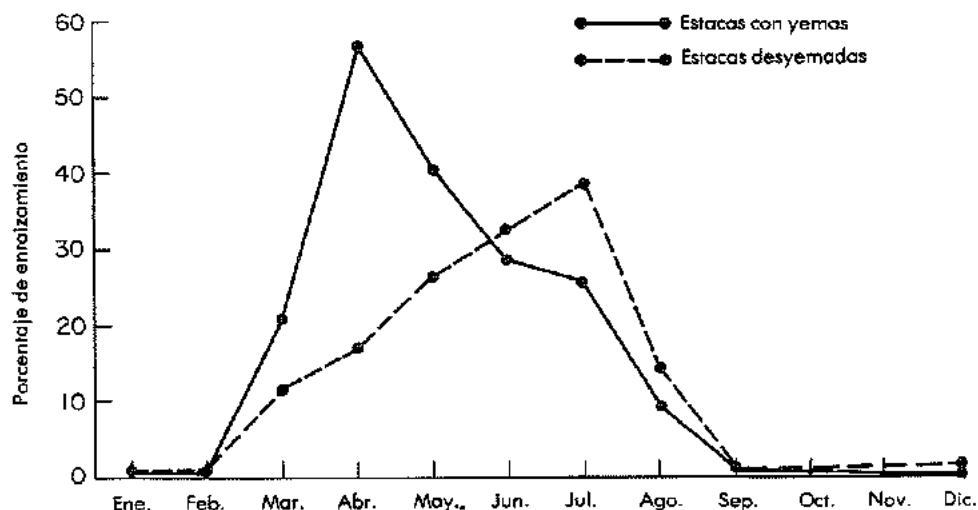


Fig. 9-18 Fluctuaciones estacionales del enraice de estacas de madera dura de algarrobo (*Ceratonia siliqua*) con yemas y desyemadas. Todas las estacas se trataron con ácido indolbutírico a razón de 7500 ppm. Las estacas no tratadas no enraizaron. Reproducido de Fald, El-Deen y El-Mahadi. (66)

planta es con estacas de madera suave tomadas durante un corto periodo de la primavera cuando las ramas tienen varias pulgadas de largo y están en crecimiento activo. El árbol chino de flecos (*Ghionanthus retusus*) es bastante difícil de hacer enraizar, pero tomando estacas durante un corto periodo a mediados de la primavera se pueden obtener altos porcentajes de enraizamiento. (242)

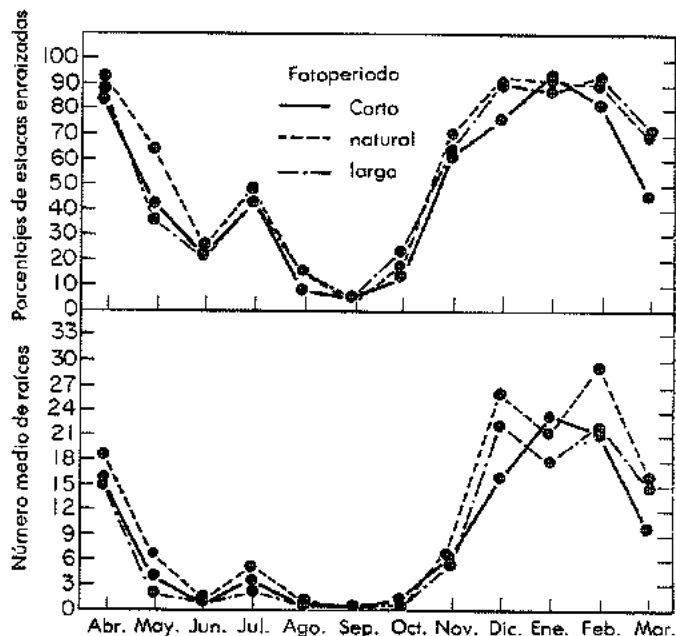
El efecto de la temporada también se muestra en forma notable en las estacas de azalea decidua, que son difíciles de hacer enraizar. Estas enraizan con facilidad si se toman a principios de primavera, de crecimiento succulento; sin embargo, a fines de la misma el porcentaje disminuye rápidamente. (150)

La Fig. 9-18 muestra la importancia de la época de colecta en el enraizamiento de estacas de madera dura de algarrobo (*Ceratonia siliqua*). Desde principios del otoño hasta fines del invierno no se obtuvo enraizamiento, pero las estacas enraizaron bien al tomarse desde comienzos de la primavera hasta mediados del verano. Para cualquier planta dada, se necesitan hacer pruebas empíricas para determinar cuál es la mejor época para tomar las estacas, la cual está más relacionada con las condiciones fisiológicas de la planta que con cualquier fecha dada de calendario.

En especies deciduas, es posible tomar estacas de madera dura en cualquier época desde justo antes de la caída de las hojas en el otoño hasta que se empiezan a desarrollar las yemas en primavera. En especies de enraice fácil, la época precisa es de poca importancia cuando las estacas se hacen durante la estación de reposo. Las yemas de rápido desarrollo a veces tienden a estimular la formación de raíces, mientras que en el "periodo de reposo" las yemas pueden inhibir el desarrollo de las mismas. (16)

Con frecuencia los efectos de la temporada del año son meramente una reflexión de la respuesta de las estacas a las condiciones ambientales de las diversas épocas del año. Cuando las estacas de madera dura de especies deciduas se toman y se plantan en el vivero, a principios de

Fig. 9-19 Enraizamiento de estacas del enebro "Andorra" tomadas a intervalos mensuales en Lafayette, Indiana. Nótese que el fotoperiodo en el cual se hicieron enraizar las estacas tuvo muy poco efecto. Cortesía de Lanphear y Meahl. (157)



la primavera, después de que el periodo de reposo de las yemas ha sido roto por el enfriamiento invernal, los resultados a menudo son una falla completa, ya que las yemas se abren con rapidez con el advenimiento de los días cálidos. Las nuevas hojas en desarrollo empiezan a transpirar y a remover humedad de las estacas antes que éstas hayan tenido oportunidad de formar raíces y por ello mueren con rapidez. Si es posible tomar y plantar las estacas en el otoño mientras las yemas están todavía en el periodo de reposo, se pueden formar las raíces y estar bien establecidas para la época en que las yemas se abren en primavera. Un periodo de almacenamiento previo a la plantación, cálido húmedo (15 a 21 °C), con frecuencia ayuda a la iniciación de raíces adventicias. (99, 100, 102, 103, 127)

Con estacas de madera suave de especies deciduas, los mejores resultados en general se obtienen si las estacas se toman en primavera tan pronto como las hojas se han expandido por completo y las ramas han alcanzado cierto grado de madurez. En ocasiones se obtienen buenos resultados cuando las estacas de madera suave se toman de plantas que han empezado a crecer temprano en la primavera después de haberlas llevado a un invernadero.

Las especies siempreverdes de hoja ancha enraizan con más facilidad si las estacas se toman después de que se ha completado un ciclo de crecimiento y la madera está parcialmente madura. Dependiendo de la especie, esto ocurre de la primavera a fines del otoño.

En el enraizamiento de estacas de plantas siempreverdes de hoja angosta, los mejores resultados son de esperarse si las estacas se toman en el periodo comprendido de fines de otoño a fines de invierno. Para algunas especies (Fig. 9-19) la longitud del día (que cambia durante las estaciones), parece no ser un factor que explique la notable variabilidad estacional en el enraizamiento. Las estacas de enebro mantenidas en días cortos, y días largos y aquellas que estuvieron en condiciones naturales de longitud del día enraizaron con la misma facilidad o dificultad. El enraizamiento fue menor durante la estación de crecimiento vegetativo activo y mayor durante el periodo de reposo. Más aún, aparentemente las bajas temperaturas que se registran en la época en que esas coníferas siempreverdes enraizan mejor, no son un requerimiento. Las plantas

madres de enebro mantenidas en un invernadero cálido desde principios del verano hasta mediados del invierno produjeron estacas que enraizaron mejor que las tomadas de plantas madres mantenidas en el exterior. (158)

En algunas especies, la estación del año en que se toman las estacas de raíces es muy importante. Por ejemplo, en el frambueso rojo (*Rubus idaeus*), la regeneración con estacas de raíz tomadas del otoño a la primavera tuvo casi 100% de éxito; mientras que las estacas tomadas en los meses de verano no sobrevivieron. Por otra parte, en el rábano picante se tuvo un éxito completo con las estacas de raíces, cualquiera que fuera la época del año en que se tomaran. (131)

Tratamiento de las estacas

REGULADORES DEL CRECIMIENTO

Para inducir raíces adventicias. Antes del empleo de reguladores del crecimiento sintético que promueven la formación de raíces (auxinas) en el enraizamiento de estacas de tallo, se habían probado muchas otras sustancias con diversos grados de éxito. En algunos de los primeros estudios de este tipo, (42) ahora de interés histórico, se probaron tratamientos de estacas de tomate y trueno con azúcar, así como con compuestos de manganeso, hierro y fósforo. Con frecuencia se obtuvo una mejoría en el enraizamiento, en especial con permanganato de potasio. Sin embargo, el efecto de esos compuestos era tan ligero y variable que ahora ya no se emplean.

Antes del descubrimiento de las auxinas, Zimmerman (229) mostró, en 1933, que ciertos gases no saturados, como el etileno, el monóxido de carbono y el acetileno, estimulaban la iniciación de raíces adventicias así como el desarrollo de iniciales de raíz preexistentes y latentes. Las estacas de muchas plantas herbáceas responden a estos gases con un aumento del enraizamiento. Unos 30 años después muchos estudios demostraron que el etileno es una hormona vegetal de ocurrencia natural.

El descubrimiento efectuado en 1934 y 1935 de que algunas auxinas, como el ácido indolacético (IAA) y el ácido indolbutírico (IBA) tenían un valor real para estimular la producción de raíces adventicias en estacas de tallo y de hoja constituye un evento miliar en la historia de la propagación. Sin embargo, la respuesta no es universal; las estacas de algunas especies de enraizamiento difícil todavía tienen una mala producción de raíces después del tratamiento con auxina. Se piensa que en tales casos ciertos materiales de ocurrencia natural (cofactores del enraizamiento) limitan el enraizado.

En tiempos pasados una práctica seguida por algunos jardineros de Europa y del Medio Oriente era introducir semillas de granos en los extremos partidos de las estacas para estimular con ello el enraizamiento. Este procedimiento al parecer extraño tenía una base fisiológica correcta, ya que ahora se sabe que las semillas en germinación son buenas productoras de auxinas, las cuales, desde luego, ayudan materialmente en la formación de raíces en las estacas.

Algunos compuestos fenólicos que tienen actividad de auxina estimulan la formación de raíces aun en concentraciones muy bajas. (123, 125, 246) El herbicida ácido 2,4-diclorofenoxiacético (2,4-D), es bastante potente aun a bajas concentraciones para inducir en enraizamiento en algunas especies, pero tiene la desventaja de inhibir el desarrollo del tallo y en concentraciones mayores es muy tóxico para las plantas.

A menudo, las mezclas de sustancias estimuladoras del enraizamiento son más efectivas que cualquiera de sus componentes aislados. Por ejemplo, cuando en cierto número de especies muy diferentes se usó una mezcla de partes iguales de ácido indolbutírico (IBA) y de ácido

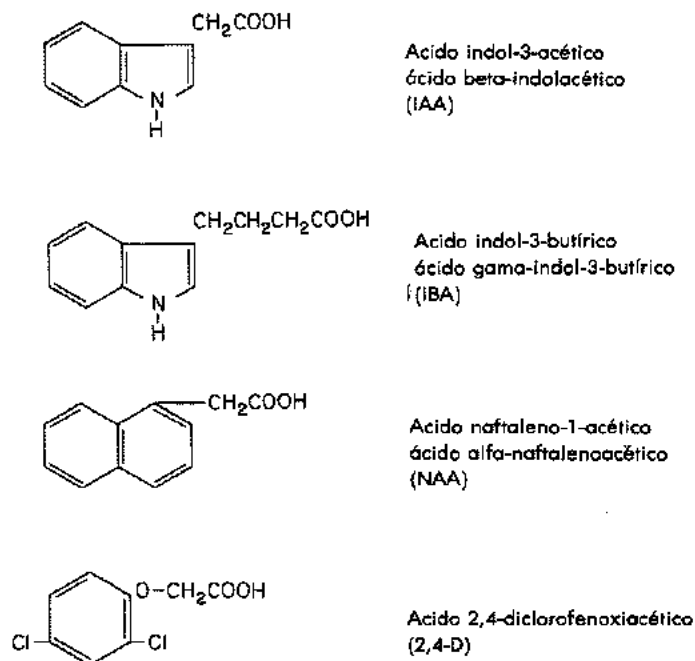


Fig. 9-20 Fórmulas estructurales de algunos reguladores del crecimiento (auxinas) que tienen actividad para promover la iniciación de raíces adventicias en estacas.

naftalenacético (NAA), se encontró que inducía un mayor porcentaje de enraizamiento en las estacas y la producción de más raíces por estaca que cada material por separado. (124)

En ciertos casos, añadiendo un pequeño porcentaje de ciertos compuestos fenólicos al IBA o al NAA, se ha obtenido un excelente enraice (125) y se han obtenido sistemas radicales cualitativamente mejores que aquellos logrados con los solos compuestos fenólicos. De manera similar, otras pruebas (57) han mostrado que con la combinación de IBA, NAA y 2,4-D se obtuvo un enraizamiento mucho mejor que con cualquiera de estas auxinas por separado.

La forma ácida de la mayoría de estos compuestos es relativamente insoluble en agua, pero se puede disolver en unas cuantas gotas de alcohol o de hidróxido de amonio antes de añadir agua. En algunos casos, las sales de ciertos reguladores del crecimiento pueden resultar más convenientes que el ácido, debido a que son de una actividad comparable y más solubles en agua. (300) Se ha reportado (92) que los ésteres arílicos del IAA y el IBA son más efectivos que los ácidos para promover la iniciación de raíces.

Para uso general en el enraizamiento de estacas de tallo de la mayoría de las especies de plantas se recomienda el ácido indolbutírico o a veces el ácido naftalenacético (Fig. 9-20). Para determinar el mejor material y la concentración óptima para el enraizado de una especie en particular y en un grupo de condiciones dadas, es necesario hacer pruebas empíricas.

La aplicación de auxinas sintéticas a las estacas de tallo puede inhibir el desarrollo de las yemas, en ocasiones al grado de que no se obtiene formación de tallos aunque la formación de raíces sea adecuada. También la aplicación de sustancias para el enraizamiento a estacas de raíz puede inhibir el desarrollo de tallos en esos trozos de raíz.

Con frecuencia se presenta la cuestión acerca de la duración de las diversas preparaciones que estimulan la formación de raíces sin que pierdan sus propiedades. En soluciones no esterilizadas se efectúa con facilidad la destrucción bacteriana del ácido indolacético. Se encontró que una solución de 9 ppm desaparecía en 24 h y que otra de 100 ppm se perdía a los 14 días. En soluciones estériles, este material permanece activo durante varios meses. Una especie de *Acetobacter* de amplia distribución destruye al IAA, pero el mismo organismo no tiene efecto sobre el ácido indolbutírico. Las soluciones no contaminadas de NAA y 2, 4-D mantuvieron su potencia hasta por un año.

El IAA es sensible a la luz, y la luz solar fuerte destruye una concentración de 10 ppm en unos 15 min. El IBA es mucho más fotoestable que el IAA y una exposición de 20 h a luz solar intensa ocasiona sólo un cambio ligero en la concentración. Parece que tanto el NAA como el 2, 4-D son completamente estables en presencia de luz. Con su resistencia a la descomposición bacteriana y a la destrucción por efectos de la luz, estos compuestos tienen más probabilidades de conservar su efectividad por más tiempo que los compuestos indólicos. Cuando se preparan soluciones diluidas de ácido indolacético, se les debe usar con prontitud debido a la rapidez con que se descomponen. (177) También en la planta, el sistema de enzimas oxidasa del ácido indolacético descompone al IAA pero no tiene efecto sobre el ácido indolbutírico.

En los tejidos de tallo, el flujo de la auxina natural ocurre en dirección basipétala (del ápice a la base). En los primeros trabajos, las aplicaciones de auxinas sintéticas se hicieron en los extremos superiores de las estacas para seguir el flujo natural hacia abajo. Sin embargo, como un punto práctico, pronto se encontró que se obtenían mejores resultados con las aplicaciones basales. Aparentemente se registraba suficiente movimiento para llevar la auxina aplicada a las partes de la estaca donde estimulaba la producción de raíces. En pruebas con ácido indolacético radiactivo (4000 ppm durante 5 s) para el enraizamiento de estacas con hojas de ciruelo, se observó (249) que el IAA era absorbido y distribuido a lo largo de la estaca en 24 h, ya sea que se aplicara al ápice o a la base. Sin embargo, con las aplicaciones basales la mayor parte de la radiactividad permaneció en la porción basal, ocurriendo esto desde 24 h después del tratamiento hasta que se efectuó el enraizado. Las estacas sin hojas absorbieron la misma cantidad del IAA que las estacas con hojas, indicando con ello que la "tracción" de la transpiración no fue la causa principal de absorción y translocación. Veintiocho días después de haber hecho las estacas y de estar bajo niebla, todavía había una radiactividad considerable a lo largo de la estaca y en las raíces adventicias que subsecuentemente se desarrollaron.

En estudios de respiración de los tejidos de los extremos basales de estacas tratadas con IBA, así como de los controles, se encontró que para el tiempo en que se habían formado las raíces en las estacas tratadas, su tasa de respiración era cuatro veces mayor que aquella de las no tratadas. Además, las estacas tratadas con IBA después de 48 h del tratamiento tenían en sus bases una concentración de aminoácidos cuatro veces mayor que la de las no tratadas. Este patrón continuó con la acumulación de sustancias nitrogenadas en la parte basal de las hojas tratadas, aparentemente movilizadas en la parte superior y translocadas como asparagina. (250)

En todo el mundo los investigadores han efectuado pruebas en la mayoría de las especies de plantas cuya propagación es de interés, para determinar el valor de varias sustancias sintéticas promotoras del enraizamiento, para inducir la formación de raíces en las estacas. (Respecto a los métodos para la aplicación de reguladores del crecimiento que estimulan el enraizado, véase Cap. 10.)

Para inducir tallos adventicios. En la propagación por estacas de hojas o de raíces, es necesario que junto con el desarrollo de raíces adventicias se obtenga la producción de yemas y ra-

mas adventicias. Los tratamientos con alguna de las citokininas, como kinetina, BA, o PBA puede resultar útil (44, 107, 290) (véase Fig. 6-9).

NUTRIENTES MINERALES

En diversas clases de plantas el enraizamiento de las estacas ha sido marcadamente estimulado con la adición de compuestos nitrogenados. Se encontró (49) que la adición de varios compuestos de nitrógeno, tanto orgánicos como inorgánicos, tenía un efecto benéfico en la respuesta de enraizamiento de las estacas de rododendro. También en experimentos (257) de enraice de estacas de hoja de frijol, se encontró que los tratamientos con dos formas orgánicas de nitrógeno, asparragina y adenina, eran muy efectivas. Las estacas sin hojas de hibiscus, tratadas con arginina o sulfato de amonio en combinación con sucrosa, fueron marcadamente estimuladas en la iniciación de raíces, siempre que también se les tratara con auxina. (271) El hecho de que en ocasiones son efectivas concentraciones tan bajas como de 0.05 ppm, apoya la hipótesis de que el papel de esos materiales nitrogenados puede ser intervenir en interacciones hormonales.

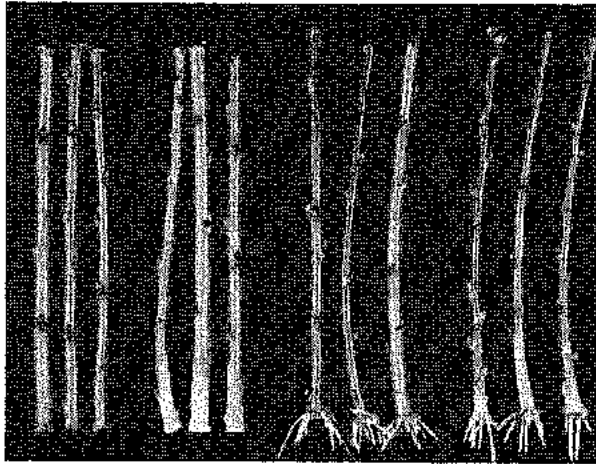
El boro estimula la producción de raíces en las estacas, cuando menos de algunas plantas, debido generalmente a su estímulo del crecimiento más bien que a un efecto en la iniciación de raíces. Experimentos (105) para el enraizamiento de estacas preparadas de hipocótilos de frijol mostraron que cuando las estacas se colocaban en soluciones nutrientes que carecían por completo de boro, no llegaban a aparecer raíces visibles, aunque en soluciones nutrientes completas o en aquellas que carecían de algún otro microelemento, se obtuvo un enraizamiento adecuado. El uso del boro, en combinación con IBA, aumentó el porcentaje y la rapidez de enraice, así como el número y la longitud de las raíces de estacas de acebo inglés tomadas en el otoño. Aparentemente se registró una acción sinérgica con el IBA, ya que el boro solo no tuvo ningún efecto. (279) Aunque no se conoce con precisión el mecanismo de acción del boro para estimular el enraizamiento, existen pruebas (280) que apoyan la idea de que el boro actúa en procesos de oxidación, posiblemente incrementando la movilización de los ácidos cítricos e isocítricos, ricos en oxígeno, a los tejidos en enraizamiento.

FUNGICIDAS

La iniciación de raíces adventicias seguida por la supervivencia de las estacas enraizadas constituyen dos fases diferentes. Con frecuencia las estacas forman raíces pero no sobreviven mucho tiempo. Durante el enraizamiento y el periodo siguiente, las estacas están expuestas a ataques por diversos microorganismos. Los tratamientos con fungicidas prestan cierta protección y conducen tanto a una mayor supervivencia como a una mejor calidad de las raíces. Estos beneficios se han demostrado en numerosas instancias, pero queda en pie la cuestión de que si el mejoramiento es debido a la protección contra el ataque de los hongos, a un estímulo de enraizamiento producido por el fungicida o a ambos factores. Algunos estudios (93) indica, como se muestra en la Fig. 9-21, que el captano⁷ puede actuar protegiendo las raíces de nueva formación del ataque de los hongos y fomentando una supervivencia de las estacas. Otros informes (267, 284) también señalan una marcada mejoría en la supervivencia y en la calidad de las estacas enraizadas resultante del empleo del captano. El captano puede ser usado en polvo para

⁷ N-tricloro metil mercapto-4-ciclohexeno 1,2-dicarboximida.

Fig. 9-21 Estacas típicas de madera dura de durazno colocadas a enraizar en musgo turboso estéril. Tratamientos, de izquierda a derecha: control; sólo captano, 25%; sólo ácido indolbutírico, 4000 ppm, inmersión 5 s; IBA, 4000 ppm, inmersión 5 s más captano al 25%. En este caso el estímulo del enraizamiento no se debió al captano.



sumergir las estacas después de tratarlas con IBA; o el IBA en talco puede ser mezclado con el captano en polvo. El captano es en especial adecuado para tratar estacas, ya que no se descompone con facilidad y tiene una prolongada acción residual.

El benomyl⁸ es un fungicida sistémico muy efectivo, que controla muchos hongos en una amplia gama de plantas huéspedes y su empleo como remojo de preplantación ha mostrado que estimula la supervivencia de las estacas. (68) En pruebas efectuadas con estacas de *Pinus strobus*, (252) en los tratamientos con una mezcla de benomyl (al 5%) y captano (al 25%) en talco se obtuvo el máximo de enraizamiento. También se ha observado (126) que estacas de rododendro no tratadas fueron infectadas fuertemente por el hongo *Cylindrocladium* y no enraizaron, mientras que los tratamientos con benomyl inhibieron el desarrollo del hongo y se obtuvieron buenos resultados.

LESIONADO

Practicar heridas basales es benéfico para el enraizado de las estacas de ciertas especies, como rododendro y enebro, en especial en estacas que tienen madera vieja en la base. Con frecuencia, después de las lesiones, la producción de callo y el desarrollo de raíces es mayor en los márgenes de la herida. Es evidente que en esos casos se estimula a los tejidos heridos para que entren en división celular y a producir primordios radicales. Esto se debe a una acumulación natural de auxina y de carbohidratos en el área lesionada y a un incremento en la tasa de respiración. Además, los tejidos lesionados con las heridas son estimulados para que produzcan etileno, del cual se sabe que promueve la formación de raíces adventicias. (153, 299)

Es probable que las estacas lesionadas absorban del medio más agua que las que no lo están y que el lesionado permita que los tejidos que se encuentran en la base de la estaca efectúen una mayor absorción de los reguladores de crecimiento aplicados. En el tejido de rallo de ciertas especies existe un anillo esclerenquimatoso de células fibrosas duras en la corteza y externo al punto de origen de las raíces adventicias. Existe cierta evidencia (10, 32) de que las raíces de

⁸ Ester metílico del ácido 1-(butilcarbomóil)-2-bencimidazol carbámico.

nueva formación tienen dificultad para penetrar en esa banda de células. Una herida superficial corta a través de ellas y tal vez así se permita que se haga con mayor facilidad la penetración hacia afuera de las raíces en desarrollo.

Condiciones ambientales durante el enraizamiento

RELACIONES CON EL AGUA

Aunque la presencia de hojas en las estacas constituye un fuerte estímulo para la iniciación de raíces, la pérdida de agua por las hojas puede reducir el contenido de agua de las estacas a un nivel tal que ocasione su muerte antes de que pueda efectuarse la formación de raíces. Para lograr un buen enraizamiento de las estacas con hojas es esencial que éstas mantengan su turgencia y que tengan un potencial de agua elevado.⁹ Los procedimientos de enraice deben orientarse a alcanzar esa meta. Mediciones efectuadas (167) han mostrado a menudo que se presentan bajos potenciales de agua (muy abajo de -10 bars) y que ese bajo nivel está relacionado con un mal enraizamiento.

En las estacas se ha interrumpido la provisión natural de agua de las raíces a las hojas, pero éstas todavía transpiran. En estacas de especies que enraizan con facilidad, la formación rápida de las raíces permite que la absorción de agua compense la que se es removida por las hojas, pero en especies de enraice más lento, las pérdidas de agua por las hojas deben reducirse a una tasa muy baja para mantener viva la estaca hasta que forme raíces. Para reducir al mínimo la transpiración de las hojas, la presión del vapor de agua de la atmósfera que circunde a las hojas debe mantenerse casi igual a la existente en los espacios intercelulares del interior de la hoja.

Existen varios métodos con los que se puede reducir la pérdida de agua de las hojas de las estacas durante el enraizado. (71)

1. Enraizar las estacas en una estructura de propagación de vidrio (o de polietileno) cubierta, ya sea en un invernadero o al exterior (Fig. 2-10). El riego frecuente, ya sea automático o manual, mantiene una humedad ambiental elevada dentro de la estructura. Esas estructuras cerradas exigen que se tenga un control estrecho de la temperatura, de ordinario con sombra, pues de otra manera se vuelven demasiado calientes en los días soleados. A veces todo el invernadero se convierte en una estructura de humedad elevada.

Una adaptación de este método es la instalación de un sistema de humidificación que incorpore ventilación. Los humidificadores rotatorios automáticos atomizan finamente grandes cantidades de agua, las cuales son dispersadas con un sistema de ventilación de aire forzado para proporcionar aire cargado de niebla alrededor de las estacas. (178, 179)

2. Colocando sobre la cama de estacas foliosas una película delgada de polietileno (0.03 mil), que toque directamente a las hojas y metiendo la película alrededor de los bordes de la cama. Si la cama se ha regado bien antes de colocar la película y está situada en un sombreadero, las estacas enraizarán, especialmente en áreas de clima frío. Este método se ha usado extensamente y con éxito en Holanda y Bélgica (véase Fig. 10-26).
3. El empleo de propagación bajo niebla, en la cual las pérdidas de agua son reducidas por aspersiones de niebla de agua dirigidas a las hojas. Dicha aspersión reduce la temperatura de las hojas y mantiene alrededor de ellas un ambiente elevado de humedad.

⁹ El potencial de agua se refiere a la diferencia entre la actividad de las moléculas a presión atmosférica y a 30 °C (condiciones estándar) y la actividad de las moléculas de agua en cualquier otro sistema en la planta. En esas condiciones, el agua pura tiene un potencial de agua de cero. Como la actividad del agua en una célula usualmente es menor que la del agua pura, el potencial de agua de la célula de ordinario es un número negativo. La magnitud del potencial de agua se expresa en "bars" (1 bar = 0.987 atmósferas).

Propagación bajo niebla

En la propagación de plantas, a partir de alrededor de 1940, se efectuó un progreso de importancia con el desarrollo de técnicas para hacer enraizar estacas foliosas *bajo niebla* (72, 193, 205, 245) (véase Fig. 10-29). Esas aspersiones (que forman la niebla) mantienen sobre las hojas una película de agua, que no sólo conduce a que la hoja esté circundada por una humedad elevada relativa, sino también reduce la temperatura del aire y de la hoja, factores todos que tienden a reducir la tasa de transpiración. Pruebas en las cuales las temperaturas de las hojas fueron registradas por pares térmicos, se encontró que las hojas bajo niebla tenían una temperatura de 5.5 a 8.5 °C menores que aquellas que no lo estaban. (156) En otras comparaciones, la temperatura en una cama de niebla del invernadero fue muy uniforme, siendo en promedio de 21 °C durante la parte más cálida del día. El enfriamiento con aspersiones de agua es tan efectivo que las camas de propagación se pueden colocar en verano a pleno sol sin que se registre un aumento notable de la temperatura de las hojas.

Se debe hacer una distinción entre humidificación y niebla. Con sistema que sólo aumentan la humedad relativa, se incrementa la presión de vapor en el área circundante a las hojas. Con los sistemas de niebla, también ocurre ese aumento, pero la hoja en sí está cubierta por una película de agua, la cual tiene el beneficio adicional de reducir la temperatura de la hoja debido al enfriamiento por el agua y la evaporación de ésta de la superficie de la hoja, procesos que absorben calor. Este enfriamiento reduce la presión de vapor interna en la hoja y, en consecuencia, la tasa de transpiración.

Bajo niebla, las condiciones son ideales para el enraizamiento de estacas con hojas. La transpiración se reduce a un nivel bajo, pero la intensidad de la luz puede ser elevada promoviendo con ello la actividad fotosintética [aunque se tienen pruebas (168, 278) de que el mejor enraizamiento no siempre se logra con las mayores intensidades de luz]. La temperatura de toda la estaca es relativamente baja, reduciendo con ello la tasa de respiración. Por otra parte, en cajas de propagación cerradas las temperaturas tienden a elevarse y es necesario proporcionar algo de ventilación y sombra. De otra manera, las estacas se "quemán". En esas condiciones de temperatura elevada, aumenta la tasa de transpiración y aumenta la respiración en toda la estaca, la cual puede entonces usar sus reservas alimenticias con mayor rapidez de la que se elaboran, lo cual, desde luego, conduce a su muerte. Por el contrario, las estacas bajo niebla sintetizan alimento con exceso al que es usado en la respiración y esos nutrientes son muy importantes para estimular la iniciación y el desarrollo de nuevas raíces (118) (véase Tabla 9-1). Sin embargo, las hojas de muchas especies no toleran el humedecimiento continuo que ocurre bajo niebla y con esos altos niveles de humedad puede ocurrir la deterioración de las yemas.

Aunque las boquillas de niebla deben mantener una película de agua sobre las hojas todo el tiempo durante las horas diurnas, la aplicación de agua adicional como niebla no es ventajosa; de hecho, puede ser perjudicial, de manera que la niebla se suspende durante la noche. Las grandes cantidades de agua usadas en los sistemas de niebla que operan de continuo, reducen tanto la temperatura de los tejidos de las estacas como la del medio de enraice a la temperatura que tiene el agua, la cual puede ser muy baja para lograr un enraizamiento óptimo. Con los sistemas de *niebla intermitente*, que son de uso universal, el agua se aplica a intervalos frecuentes y cortos, usándose una cantidad relativamente pequeña de agua y la temperatura del medio de enraice no es adversamente baja. Los sistemas de niebla continua ya no se usan.

Estudios (170, 265) con isótopos radiactivos han mostrado que la exposición de las hojas a lluvia natural o artificial, o el solo remojo en agua, remueve nutrientes tanto orgánicos como inorgánicos, aunque existe una variación considerable entre las especies de plantas respecto a su susceptibilidad para perder minerales por lixiviación. (5, 83) En cierto grado, la adición de nutrientes a la niebla puede reponer los que se pierden por lixiviación. (293) Con las nieblas nutritivas, la iniciación misma de las raíces no aumenta, pero mejora la calidad de ellas y en cier-

Tabla 9-1 Comparación entre estacas de *Cornus florida* enraizadas bajo niebla y en una caja cubierta con vidrio.*

	Niebla	Caja con vidrio
Temperatura de la hoja	24 °C	30 °C
Presión de vapor dentro de la hoja (mm de mercurio)	23.76	31.82
Presión de vapor del aire circundante (mm de mercurio)	17.50	17.50
Diferencial de presión de vapor	6.26	14.32
Intensidad de la luz (bujías-pie)	7000	240
Incremento en la tasa fotosintética bajo niebla (mg CO ² /h/cm ²)	6.93	—
Incremento de la tasa de respiración sobre la tasa fotosintética (mg CO ² /h/cm ²)	—	5.26
Incremento en carbohidratos (mg por estaca)	138.0	17.2
Porcentaje de estacas enraizadas	96	22

* Datos tomados de Hess y Snyder.(118)

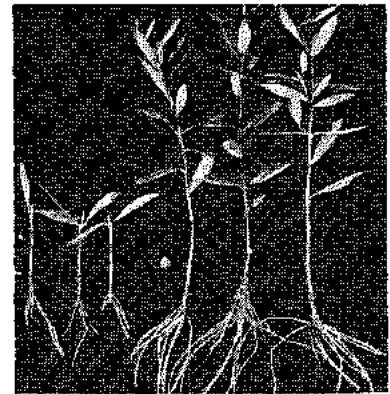
tas plantas las estacas enraizadas tienen un mejor desarrollo. En otras plantas, el empleo de nieblas nutritivas puede ser perjudicial, causando toxicidad foliar. (146)

Podría esperarse que bajo niebla hubiera un desarrollo de organismos patógenos, pero no ha sido el caso. De hecho, se ha presentado lo inverso. Por ejemplo, en rosales de invernadero no se encontró que se desarrollara mildiú en las hojas en el cultivo bajo niebla, pero la enfermedad sí se desarrolló en las que no se mantuvieron bajo niebla. Esto se explica porque las esporas de mildiú no germinan en agua. (156) Las aspersiones de agua inhiben el desarrollo del mildiú pulverulento (*Sphaerotheca pannosa*), y es posible que otras enfermedades sean detenidas en esta misma forma. (297)

Con niebla, las estacas de madera suave pueden tomarse temprano en la estación, en una etapa más favorable para el enraizamiento. Usando equipo convencional, sería difícil conservar esas estacas inmaduras sin que se marchitaran. Como se ilustra en la Fig. 9-22 la reducción de la transpiración bajo niebla permite lograr el enraizamiento de estacas grandes con un área foliar considerable.

(Para detalles de la instalación de equipo para propagación bajo niebla, véase Cap. 10).

Fig. 9-22 La propagación bajo niebla permite usar estacas más grandes con mayor área foliar. Con frecuencia esto produce un enraizamiento más fuerte, que resulta en una planta enraizada de mayor tamaño. Estas estacas de olivo fueron tratadas por el método de inmersión en solución concentrada con ácido indolbutírico a razón de 4000 ppm.



TEMPERATURA

Para el enraizamiento de estacas de la mayoría de las especies son satisfactorias temperaturas diurnas de unos 21 a 27 °C, con temperaturas nocturnas de 15 °C, aunque ciertas especies enraizan mejor a temperaturas más bajas. Las temperaturas del aire en excesivo elevadas tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y a aumentar la pérdida de agua por las hojas. Es importante que las raíces se desarrollen antes que el tallo. En las camas de estacas, algún tipo de calentamiento controlado termostáticamente aplicado abajo de las estacas es benéfico para mantener la temperatura en la base de las mismas más altas que en las yemas, lo cual en muchos casos estimula el enraizamiento.

LUZ

En todos los tipos de crecimiento y desarrollo de las plantas, la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis. En el enraizamiento de estacas, los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces. Los efectos de la luz en él pueden deberse a la intensidad (irradiancia), al fotoperiodo (longitud del día) y a la calidad de la luz. Esos efectos pueden ser ejercidos ya sea en las plantas madres de las que se toma el material o en las estacas mismas durante el proceso de enraizamiento.

Intensidad (irradiancia). De estudios de enraizamiento de estacas de muchas plantas, como dalia, (12) chícharo, (94, 95) rododendro, (139) hibisco, (140) *Hedera helix* (202) y pino, (96, 248) se han obtenido pruebas sólidas de que de plantas madres que han recibido luz de intensidad (irradiancia)¹⁰ baja se obtienen estacas que enraizan mejor que aquellas tomadas de plantas madres que se han desarrollado bajo luz de alta intensidad. En el manzano, un estudio (31) mostró que las estacas respondían al tratamiento con auxina sólo si las plantas madres se habían cultivado con baja irradiancia. Por otra parte, en estacas de crisantemo se mostró (69) que aumentando la irradiancia en las plantas madres se obtenía un aumento del enraizamiento de las estacas tomadas de ellas.

El nivel de irradiancia en que se hacen enraizar las propias estacas puede influir en el enraizamiento. Desde hace muchos años (243) se demostró lo anterior con estudios en que se emplearon lámparas fluorescentes (Fig. 9-23) y fue confirmado en estudios más recientes con estacas de arándano azul, (278) weigela, forsythia, viburnum e hibisco (168). Sin embargo, las estacas de ciertas plantas herbáceas, como crisantemos, geranio y poinsetia enraizaron mejor en pruebas en las que la irradiancia de las estacas en enraizamiento se aumentó a 116 w/m² durante los meses de invierno. No obstante, la irradiancia muy elevada (174 w/m²) dañó a las hojas, retardó el enraizamiento y redujo el crecimiento de las raíces.

Aún no están en claro las razones para la asociación del incremento de enraizamiento de las estacas con la reducción de la irradiancia dada tanto a las plantas madres como a las estacas en sí, pero se han propuesto algunas teorías. (94) Se ha mostrado (54, 261) que los contenidos de ciertos inhibidores naturales del crecimiento son mayores en tejidos cultivados en la luz que en tejidos ahilados. Esos inhibidores pueden reducir el enraizamiento, aunque este efecto no ha

¹⁰ Irradiancia es la cantidad relativa de luz medida como energía radiante por área unitaria. Se expresa técnicamente mejor como los *watts por metro cuadrado de radiación fotosintéticamente activa* (PAR) (alrededor de 400 a 700 nm). Estos valores pueden determinarse usando una termopila calibrada y un galvanómetro. Las mediciones de la distribución del espectro se pueden obtener con un espectrómetro cuántico.

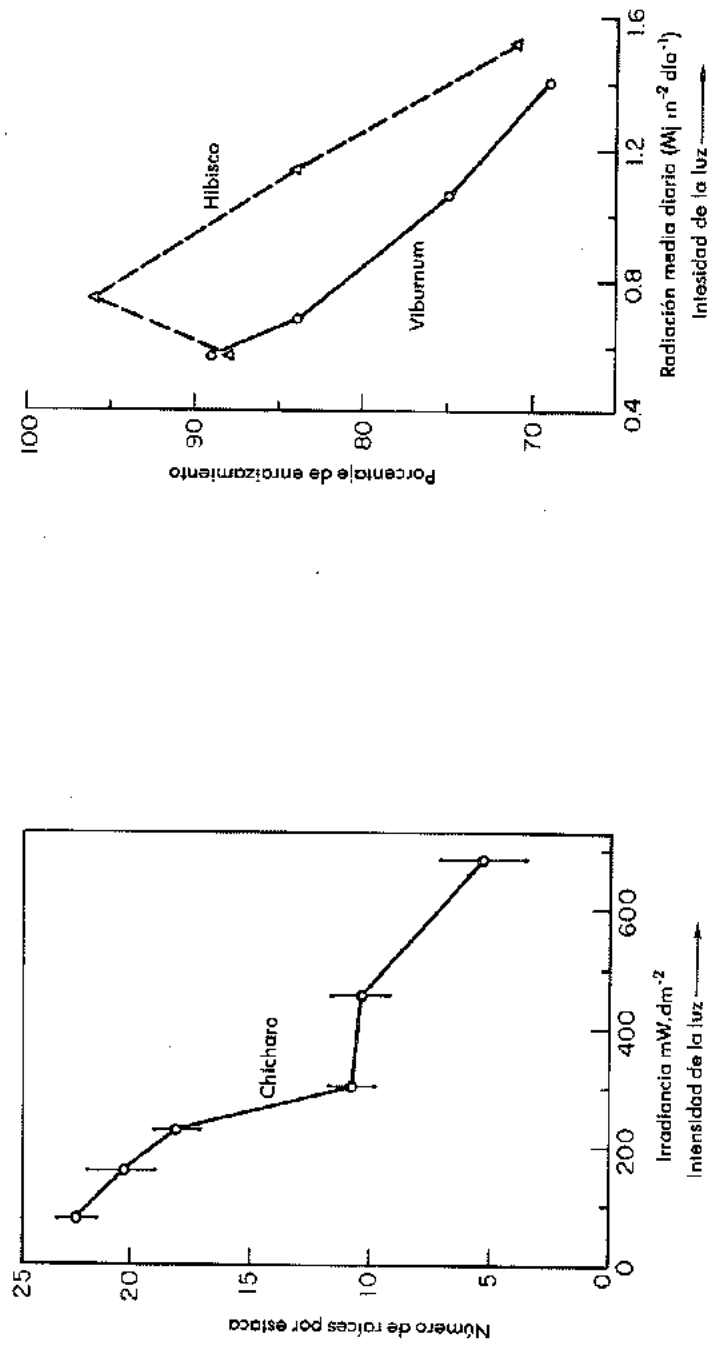


Fig. 9-23 Izquierda: efecto de la irradiancia (intensidad de la luz) proporcionada a las plantas madres sobre el número de raíces subsecuentemente producidas por estacas de chicharo. Con datos de Hansen y Ericson. (95) Derecha: efecto de la irradiancia sobre el porcentaje de enraizamiento de estacas de hibisco y viburnum durante su enraizamiento bajo niebla. Con datos de Loach. (168) Obsérvese que en ambos casos la disminución de la irradiancia aumentó el enraizamiento, en un caso afectando a las plantas madres antes del enraizado y, en el otro, afectando a las propias estacas durante el mismo.



sido demostrado. Una segunda teoría sugiere que aunque las plantas que crecen activamente bajo luz intensa a menudo contienen más auxinas nativas, (261) ésta permanece en los puntos de crecimiento, dejando un contenido bajo en los tejidos basales que producen raíces. Una tercera teoría se basa en las relaciones que se sabe que existen entre el contenido de carbohidratos del tejido vegetal y iniciación de raíces, (86, 188) existiendo un contenido óptimo de ellos para que la auxina estimule el enraizamiento. Los contenidos de carbohidratos superiores al óptimo, que se presentan en plantas que están bajo alta irradiancia, no interaccionan eficientemente con la auxina en la formación de raíces.

En conclusión, al trabajar con estacas de algunas plantas que enraizan con dificultad, es posible que se obtenga un aumento de éste cultivando las plantas madres y enraizando las estacas con niveles de irradiancia bajos, ya sea colocando una sombra de tela sobre las plantas madres que crezcan a la intemperie o si éstas se cultivan en macetas pasándolas a un sombreadero.

Abilamiento. Desde hace mucho se sabe que la práctica de inducir el abilamiento,¹¹ en la cual la irradiancia que se proporciona a las plantas madres o a cierto tejido que va ser el sitio de iniciación de raíces adventicias es reducida a cero, o casi, es notablemente efectiva para aumentar la formación de raíces adventicias en tejidos de tallo. (70) Este efecto fue demostrado por Sachs en 1864 (218) y se ha confirmado muchas veces. (46) La luz tiene un efecto negativo en la iniciación de raíces. La irradiación experimental con luz blanca de las porciones basales de estacas de chícharo (55) y de álamo y sauce (56) durante el periodo de enraizamiento ha ocasionado una fuerte inhibición del mismo. No se conoce el mecanismo de esta inhibición, aunque es posible que la luz interfiera con la acción estimuladora de la producción de raíces de la auxina endógena. Con aplicaciones de auxina sintética, ácido indolbutírico, se puede superar el efecto inhibidor de la luz directa sobre las estacas de chícharo. (55)

Los procedimientos de acodado en trincherero y en montículo (véase Cap. 14) en el cual las bases de las ramas se conservan en la oscuridad, cubiertas con tierra, se basan en el abilamiento de los tejidos del tallo. Aun el enraizamiento de estacas de tallo cuando sus bases están en la oscuridad dentro del medio de enraíce, es probable que sea estimulado por efectos de abilamiento.

En estudios (112) con estacas de frijol, se encontró que los tejidos ahilados reaccionaban fuertemente con el ácido indolbutírico en el enraizamiento, implicando con ello la existencia en los tejidos de algunos otros materiales que actúan sinérgicamente como cofactores del enraizamiento. En las estacas en abilamiento, se encontró que durante el periodo de iniciación de raíces, en el sitio de abilamiento había una concentración mayor de auxina endógena (IAA). (143)

Es bien sabido que los tejidos de tallo adulto de la hiedra inglesa (*Hedera helix*) son difíciles de hacer enraizar. En un estudio (87) de enraizamiento de ápices de tallos adultos en condiciones asépticas, se obtuvo un excelente enraizamiento con baja intensidad de luz o en la oscuridad, en especial con tratamientos de IAA más catecol. Con estos mismos tratamientos, pero bajo luz de alta intensidad se obtuvo un enraizamiento escaso. Otros estudios (200) mostraron que la formación de raíces en segmentos de cultivares de rododendro mantenidos en condiciones asépticas, era completamente inhibida por la luz continua.

¹¹ El abilamiento es el resultado del desarrollo de plantas o partes de plantas en ausencia de luz, produciendo características tales como hojas pequeñas y no expandidas, tallos alargados, y falta de clorofila, que produce un color amarillento o blanquecino.

Un estudio de significancia (154) con hipocótilos de frijol implica a la luz como destructora de factores estimulantes del enraizamiento. El DNP (2,4-dinitrofenol) (conocido por ser un desacoplador de la fosforilación oxidante) se aplicó a los tejidos, los cuales después se mantuvieron en la oscuridad cubriéndolos con tubos de caucho opacos, hizo que se formaran primordios a lo largo de tallo, aumentando la cantidad de éstos con la concentración. Tanto en las áreas tratadas pero dejadas al descubierto como en aquellas tratadas pero cubiertas con tubos transparentes no se formaron raíces. La adición de auxina (IAA) estimuló en grande, el efecto del DNP.

Existen teorías (64, 115) de que compuestos fenólicos, interaccionando con auxinas estimulan la formación de raíces adventicias y también se ha mostrado (259) que ciertos efectos de las auxinas son aumentados por compuestos fenólicos. En presencia de ascorbato y clorofila a (materiales de ocurrencia natural) y en presencia de la luz, el DNP es reducido a 2-amino, 4-nitrofenol, (174) un compuesto que es inactivo para causar la formación de raíces en hipocótilos de frijol, (154) en la oscuridad o en la luz. Así, la influencia estimuladora de la ausencia de luz en los tejidos durante la iniciación de raíces (el efecto de ahilamiento) tal vez se pueda explicar por la fotoinactivación de un componente esencial en el complejo requerido para que se formen las iniciales de las raíces.

Para estimular la formación de raíces por ahilamiento, (74) se puede dejar que las ramas que se van a usar posteriormente para obtener estacas se desarrollen en completa oscuridad durante sus etapas iniciales, con lo cual adquirirán las características alargadas y blanquecinas del ahilamiento. Las porciones basales de las ramas, donde se desarrollan las iniciales de raíces, se pueden mantener en estado de ahilamiento cubriéndolas con cinta adhesiva negra y la porción terminal foliosa de la rama se deja desarrollar en la luz, adquiriendo así un tipo normal de crecimiento. Una vez que las ramas han alcanzado la longitud suficiente se pueden cortar de inmediato o después de algún tiempo y colocarlas en una cama de enraizamiento.

Longitud de día (fotoperiodo). Existen ciertas pruebas de que el fotoperiodo en el cual crecen las plantas madres puede ejercer alguna influencia en el enraizamiento de las estacas que se tomen de ellas. (7) Ello puede estar relacionado con la acumulación de carbohidratos, obteniéndose el mejor enraice con fotoperiodos que fomenten el incremento de carbohidratos, aunque en algunos casos (237) las estacas de mejor enraizamiento se han obtenido de plantas madres mantenidas bajo fotoperiodos cortos. En algunas especies, el fotoperiodo bajo el cual se efectúa este proceso puede afectar la iniciación de raíces, siendo, por lo general, más efectivos para ello los días largos o la iluminación continua, o que los días cortos, (243) aunque en otras especies no influye el fotoperiodo. (234, 237)

Sin embargo, esta situación se ha vuelto bastante compleja, ya que el fotoperiodo puede afectar tanto el desarrollo de las ramas como la iniciación de raíces. Por ejemplo, en la propagación por estacas de hoja, debe efectuarse el desarrollo tanto de tallos como de raíces adventicias. Empleando estacas de hoja de *Begonia* (106) y ajustando la intensidad de la luz de tal manera que la energía luminosa total fuera casi igual en días largos que en días cortos, se encontró que los días cortos y las temperaturas relativamente bajas estimularon la formación de yemas adventicias en las porciones de hoja, mientras que los días cortos suprimieron la formación de raíces adventicias. Las raíces se formaron mejor en días largos con temperaturas relativamente elevadas.

En el enraizamiento de estacas del enebro "Andorra", se presentaron durante el año variaciones muy marcadas, pero las mismas se manifestaron manteniendo las estacas bajo días largos, días cortos o en la longitud natural del día. (157) Se han efectuado ciertas pruebas para

determinar el efecto del fotoperiodo en la formación de raíces en las estacas, pero los resultados han sido contradictorios y es difícil hacer cualquier generalización. (6, 157, 277)

En ciertos casos, el fotoperiodo controla el crecimiento después que las estacas han enraizado. Algunas plantas suspenden el crecimiento activo de las ramas en respuesta a los cambios naturales en la longitud del día. Este es el caso con las estacas de azaleas deciduas y de rododendros enanos que se habían hecho enraizar y colocado en macetas a fines del verano o al inicio del otoño. Durante el invierno se obtuvo, en el invernadero, una considerable mejoría en el crecimiento de esas plantas si se les colocaba bajo luz complementaria continua, en comparación con plantas similares expuestas sólo a los días cortos normales del invierno. Estas últimas plantas, sin la luz de día adicional permanecieron durmientes hasta la primavera siguiente. (40, 82, 281)

Calidad de la luz. Al parecer, la radiación en el extremo rojo anaranjado del espectro favorece el enraizamiento de las estacas más que aquella de la región azul, (243) pero en una prueba (244) en la cual se expusieron plantas madres durante seis semanas a fuentes de luz antes de tomar las estacas, las procedentes de plantas expuestas a la luz azul enraizaron con mayor facilidad.

Los primordios radicales preformados que se encuentran en los tallos del álamo de Lombardía (*Populus nigra*, var. *italica*) se desarrollaron y emergieron cuando las estacas se mantuvieron en la oscuridad, pero no llegaron a emerger al exponer todos los días las estacas a la luz. La luz roja (alrededor de 680 nm) es más inhibitoria que la luz azul, verde o infrarroja. (226)

MEDIO DE ENRAICE

El medio de enraice tiene tres funciones:

- a. Mantener a las estacas en su lugar durante el periodo de enraizamiento.
- b. Proporcionar humedad a las estacas.
- c. Permitir la penetración del aire a la base de la estaca.

Un medio de enraizamiento ideal proporciona suficiente porosidad para permitir buena aeración, tiene una alta capacidad de retención del agua, pero permanece bien drenado y está libre de organismos patógenos.

El medio de enraizamiento puede afectar al tipo de sistema radical que se origina de las estacas. Las estacas de algunas especies si se hacen enraizar en arena, producen raíces largas, no ramificadas, gruesas y quebradizas; pero cuando enraizan en una mezcla como de arena y musgo turboso, o de perlita y musgo turboso, desarrollan raíces bien ramificadas, delgadas y flexibles, de un tipo más apropiado para extraerse y volver a plantar.

Se efectuaron experimentos (169) para determinar a cuáles de las diferencias en características entre el musgo turboso y la arena se debía la producción de los diferentes tipos de raíces, encontrándose que era la diferencia en contenido de humedad. Las determinaciones de los contenidos de aire y humedad del musgo turboso y la arena, cuando ambos materiales se encontraban en un punto considerado óptimo para el enraizamiento mostraron que, en base volumétrica, el musgo turboso contenía el doble de aire y el triple de humedad que la arena.

El pH del medio de enraizamiento puede ser una consideración importante en la producción de raíces adventicias. En estudios con estacas de *Thuja occidentalis* puestas a enraizar en perlita saturada con soluciones mantenidas a diversos valores de pH, el mejor enraizamiento se obtuvo con pH 7. Aumentando la acidez del medio se inhibió marcadamente el enraizamiento,

pero la alcalinidad elevada no los redujo de manera significativa. (23) También existen datos obtenidos en pruebas con frijol mungo (303) que indican que el pH en el que se cultivan las plantas madres y se hacen enraizar tiene un marcado efecto en la iniciación de raíces. En estas pruebas, con pH de 6.5 se obtuvo mejor enraizamiento que con pH de 4.5 o 7.5.

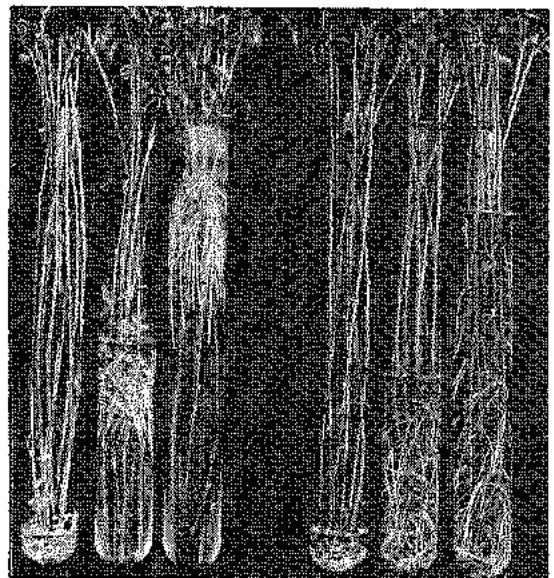
La concentración del calcio intercambiable en el musgo turboso, usado como medio de enraizamiento para estacas de crisantemo, tuvo influencia en el número de raíces por estaca y en la longitudinal de las mismas. Aumentado el calcio intercambiable (ion complementario—hidrógeno) de 0 a 100% ocasionó que el número de raíces por estaca disminuyera, en línea de 15 a 4, respectivamente. Las raíces alcanzaron la longitud máxima por estaca con 37.5% de calcio, disminuyendo a concentraciones mayores y menores de calcio. En un medio de enraizamiento para crisantemos, se deben obtener buenos resultados con un porcentaje de saturación de calcio de entre 37.5 y 75. (195)

En una extensión de esos estudios a varias especies de plantas leñosas (196) se observó que las estacas de las diferentes especies no tenían la misma respuesta a distintas concentraciones de calcio intercambiable en el medio de enraizamiento de musgo turboso, de tal manera que resulta difícil hacer generalizaciones. Algunas plantas, como euonymus y piracanta, fueron afectadas fuertemente por las concentraciones de calcio, mientras que osmanthus y tododentro no lo fueron.

La presencia de oxígeno disponible en el medio de enraice es indispensable para la producción de raíces, aunque los requerimientos varían con las diversas especies. Las estacas de sauce forman con facilidad raíces en agua con un contenido de oxígeno tan bajo como de 1 ppm, pero la hiedra inglesa requiere unas 10 ppm para el desarrollo adecuado de sus raíces. (298) El enraizamiento de estacas de clavel y de crisantemo aumentó marcadamente a medida que el agua en que se estaban haciendo enraizar fue aerada con cantidades crecientes de oxígeno, de 0 a 21%. (262) Agregando oxígeno complementario a los cajones en los que se estaban haciendo enraizar estacas de manzano se obtuvo un notable aumento del enraizamiento. (130) Cuando las raíces se producen sólo en la superficie del medio de enraice, es probable que la provisión de oxígeno del medio sea inadecuada (Fig. 9-24).

Los diferentes tipos y mezclas para medio de enraizamiento se tratan en el Cap. 10.

Fig. 9-24 Necesidades de oxígeno para el desarrollo de raíces adventicias en estacas de sauce. Se iniciaron el 24 de octubre y se fotografiaron el 16 de noviembre. La profundidad del agua en los tubos es de 5, 20 y 38 cm. *Izquierda:* agua no aerada. *Derecha:* agua aerada con oxígeno obtenido de un cilindro comercial de gas. En los tubos de la izquierda, las raíces se desarrollaron sólo en la superficie del agua donde hay oxígeno disponible. Las estacas de la derecha, que tenían agua oxigenada, produjeron raíces en toda su longitud. Cortesía de P. W. Zimmerman.



Estudio de factores de enraizamiento en condiciones asépticas

Un estudio de significancia (200) usando condiciones asépticas *in vitro*, mostró los efectos de muchos factores sobre el enraizamiento. Se emplearon pequeños explantes de rododendro y los diferentes factores se modificaron uno a la vez. Algunas de las conclusiones fueron:

1. El enraizamiento se obtuvo sólo en segmentos tomados de ramas jóvenes, suaves.
2. La remoción de una tira de corteza (lesionado) estimuló el enraizamiento.
3. Una provisión de oxígeno fue esencial para el enraizamiento.
4. La oscuridad fue necesaria para la formación de raíces.
5. La temperatura óptima para el enraizamiento fue de 25 °C.
6. La formación de raíces ocurrió sólo cuando se incluyó azúcar en el medio (Fig. 9-25).
7. Los diversos macroelementos, el ácido bórico y el pH del medio no fueron de importancia en el enraizamiento.
8. La auxina fue un requerimiento absoluto para que se efectuara el enraizamiento.
9. Una citokinina, bencilaminopurina, en bajas concentraciones aumentó el número de raíces producidas.
10. La adición de ácido giberélico o de ácido abscísico disminuyó el enraizamiento.
11. Se presentó variabilidad entre las tres cultivares de rododendro probadas en condiciones idénticas; una resultó difícil de enraizar y dos lo hicieron con facilidad, lo cual muestra que otro factor desconocido, de ocurrencia natural, estaba desempeñando una función de regulación.

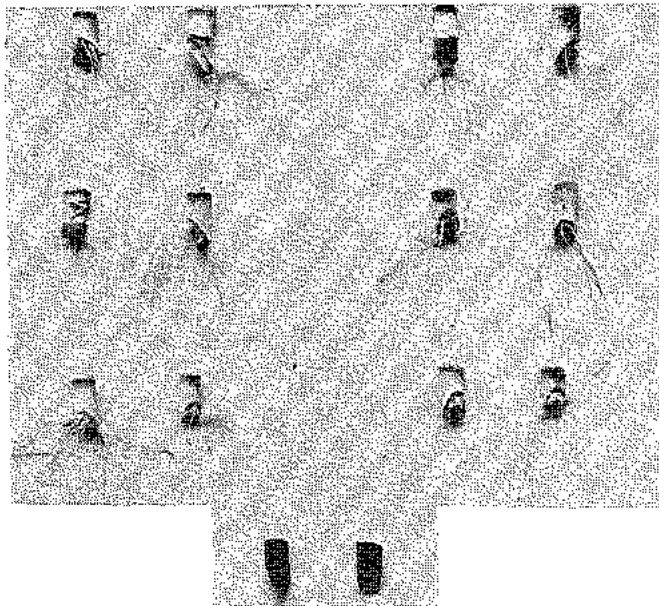


Fig. 9-25 La necesidad de una fuente de carbohidratos para la iniciación de raíces es mostrada por estudios *in vitro* con segmentos de tallos de rododendro. Columna izquierda: con adición de glucosa. Columna derecha: con adición de glucosa. Hilera superior, 3%. Hilera central, 2%. Hilera inferior, 1%. Centro, abajo: igual que arriba, pero sin añadir azúcar. Cortesía de R. L. M. Pierik y H. H. M. Steegmans.

BIBLIOGRAFIA

1. Abeles, F. B. 1973. *Ethylene in plant biology*. New York: Academic Press.
2. Anand, V. K., and G. T. Heberlein. 1975. Seasonal changes in the effects of auxin on rooting in stem cuttings of *Ficus infectoria*. *Phys. Plant.* 34:330-34.
3. Ashiru, G. A., and R. F. Carlson. 1968. Some endogenous rooting factors associated with rooting of East Malling II and Malling-Merton 106 apple clones. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 92:106-12.
4. Aung, L. H. 1972. The nature of root-promoting substances in *Lycopersicon esculentum* seedlings. *Phys. Plant.* 26:306-9.
5. Bahn, K. C., A. Wallace, and O. R. Lunt. 1959. Some mineral losses from leaves by leaching. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 73:289-93.
6. Baker, R. L., and C. B. Link. 1963. The influence of photoperiod on the rooting of cuttings of some woody ornamental plants. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 82:596-601.
7. Barba, R. C., and F. A. Pokorny. 1975. Influence of photoperiod on the propagation of two rhododendron cultivars. *Jour. Hort. Sci.* 50:55-59.
8. Bassuk, N. L., and B. H. Howard. 1981. Seasonal rooting changes in apple hardwood cuttings and their implications to nurserymen. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:289-93.
9. Basu, R. N., B. N. Roy, and T. K. Bose. 1970. Interaction of abscisic acid and auxins in rooting of cuttings. *Plant and Cell Phys.* 11:681-84.
10. Beakbane, A. B. 1969. Relationships between structure and adventitious rooting. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 19:192-201.
11. Biran, I., and A. H. Halevy. 1973. Endogenous levels of growth regulators and their relationship to the rooting of dahlia cuttings. *Phys. Plant* 28:436-42.
12. ———. 1973. Stock plant shading and rooting of dahlia cuttings. *Sci. Hort.* 1:125-31.
13. ———. 1973. The relationship between rooting of dahlia cuttings and the presence and type of bud. *Phys. Plant.* 28:244-47.
14. Blakely, L. M., S. J. Rodaway, L. B. Hollen, and S. G. Croker. 1972. Control and kinetics of branch root formation in cultured root segments of *Haplophappus ravenii*. *Plant Phys.* 50:35-49.
15. Blazich, F. A., and C. W. Heuser. 1979. A histological study of adventitious root initiation in mung bean cuttings. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 104(1):63-67.
16. Bloch, R. 1943. Polarity in plants. *Bot. Rev.* 9:261-310.
17. Boe, A. A., R. B. Steward, and T. J. Banko. 1972. Effects of growth regulators on root and shoot development of *Sedum* leaf cuttings. *HortScience* 74(4):404-5.
18. Bonnett, H. T., Jr., and J. G. Torrey. 1965. Chemical control of organ formation in root segments of *Convolvulus* cultured in vitro. *Plant Phys.* 40:1228-36.
19. Bouillenne, R., and M. Bouillenne-Walrand. 1955. Auxines et bouturage. *Rpt. 14th Inter. Hort. Cong.* Vol. 1, pp. 231-38.
20. Breen, P. J., and T. Muraoka. 1973. Effect of indolebutyric acid on distribution of ¹⁴C photosynthate in softwood cuttings of Marianna 2624 plum. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 98(5):436-39.
21. ———. 1974. Effect of leaves and carbohydrate content and movement of ¹⁴C-assimilate in plum cuttings. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 99(4):326-32.

22. Brian, P. W., H. G. Hemming, and D. Lowe. 1960. Inhibition of rooting of cuttings by gibberellic acid. *Ann. Bot. n.s.* 24:407-9.
23. Bruckel, D. W., and E. P. Johnson. 1969. Effects of pH on rootability of *Thuja occidentalis*. *The Plant Propagator* 15(4):10-12.
24. Cameron, R. J., and G. V. Thomson. 1969. The vegetative propagation of *Pinus radiata*: Root initiation in cuttings. *Bot. Gaz.* 130(4):242-51.
25. Carlson, M. C. 1929. Origin of adventitious roots in *Colus* cuttings. *Bot. Gaz.* 87:119-126.
26. ———. 1950. Nodal adventitious roots in willow stems of different ages. *Amer. Jour. Bot.* 37:555-61.
27. Carpenter, J. B. 1961. Occurrence and inheritance of preformed root primordia in stems of citron (*Citrus medica* L.). *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 77:211-18.
28. Carpenter, W. J., G. R. Beck, and G. A. Anderson. 1973. High intensity supplementary lighting during rooting of herbaceous cuttings. *HortScience* 8(4):338-40.
29. Chin, T. Y., M. M. Meyer, Jr., and L. Beevers. 1969. Absciscic acid stimulated rooting of stem cuttings. *Planta* 88:192-96.
30. Challenger, S., H. J. Lacey, and B. H. Howard. 1965. The demonstration of root promoting substances in apple and plum rootstocks. *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1964*, pp. 124-28.
31. Christiansen, M. V., E. N. Eriksen, and A. S. Andersen. 1980. Interaction of stock plant irradiance and auxin in the propagation of apple rootstocks by cuttings. *Sci. Hort.* 12:11-17.
32. Ciampi, C., and R. Gellini. 1958. Anatomical study on the relationship between structure and rooting capacity in olive cuttings. *Nuovo Giorn. Bot. Ital.* 65:417-24.
33. ———. 1963. Formation and development of adventitious roots in *Olea europaea* L.: Significance of the anatomical structure for the development of radicles. *Nuovo Giorn. Bot. Ital.* 70:62-74.
34. Cooper, W. C. 1935. Hormones in relation to root formation on stem cuttings. *Plant Phys.* 10:789-94.
35. ———. 1938. Hormones and root formation. *Bot. Gaz.* 99:599-614.
36. ———. 1944. The concentrated-solution-dip method of treating cuttings with growth substances. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 44:533-41.
37. Corbett, L. C. 1897. The development of roots from cuttings. *W. Va. Agr. Exp. Sta. Ann. Rpt.* 9(1895-96):196-99.
38. Cormack, R. G. H. 1965. The effect of calcium ions and pH on the development of callus tissue on stem cuttings of balsam poplar. *Can. Jour. Bot.* 43:75-83.
39. Cormack, R. G. H., and P. L. Lemay. 1966. A further study of callus tissue development on stem cuttings of balsam poplar. *Can. Jour. Bot.* 44:47-50.
40. Crossley, J. H. 1965. Light and temperature trials with seedlings and cuttings of *Rhododendron molle*. *Proc. Intern. Plant Prop. Soc.* 15:327-34.
41. Crow, W. D., W. Nicholls, and M. Sterns. 1971. Root inhibitors in *Eucalyptus grandis*: Naturally occurring derivatives of the 2,3-dioxabicyclo (4,4,0) decane system. *Tetrahedron Letters* 18. London: Pergamon Press, pp. 1353-56.
42. Curtis, O. F. 1918. Stimulation of root growth in cuttings by treatment with chemical compounds. *Cornell Univ. Agr. Exp. Sta. Mem.* 14.

43. Danckwardt-Lillieström, C. 1957. Kinetin-induced shoot formation from isolated roots of *Isatis tinctoria*. *Phys. Plant.* 10:794-97.
44. Davies, F. T., Jr., and B. C. Moser. 1980. Stimulation of bud and shoot development of Rieger begonia leaf cuttings with cytokinins. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 105(1):27-30.
45. Delargy, J. A., and C. E. Wright. 1978. Root formation in cuttings of apple (cv. Bramley's Seedling) in relation to ringbarking and to etiolation. *New Phytol.* 81:117-127.
46. ———. 1979. Root formation in cuttings of apple in relation to auxin application and to etiolation. *New Phytol.* 82:341-47.
47. Delisle, A. L. 1942. Histological and anatomical changes induced by indoleacetic acid in rooting cuttings of *Pinus strobus* L. *Va. Jour. Sci.* 3:118-24.
48. Deuber, C. G. 1940. Vegetative propagation of conifers. *Trans. Conn. Acad. Arts and Sci.* 34:1-83.
49. Doak, B. W. 1940. The effect of various nitrogenous compounds on the rooting of rhododendron cuttings treated with naphthaleneacetic acid. *New Zealand Jour. Sci. and Tech.* 21:336A-43A.
50. Donoho, C. W., A. E. Mitchell, and H. N. Sell. 1962. Enzymatic destruction of C¹⁴ labelled indoleacetic acid and naphthaleneacetic acid by developing apple and peach seeds. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 80:43-49.
51. Doorenbos, J. 1954. Rejuvenation of *Hedera helix* in graft combinations. *Proc. Kon. Ned. Akad. Wet., Series C.* 57:99-102.
52. Dore, J. 1953. Seasonal variation in the regeneration of root cuttings. *Nature* 172:1189.
53. Duhamel du Monceau, H. L. 1758. *La physique des arbres*, Vols. 1 and 2. Paris: Guerin and Delatour.
54. Eliasson, L. 1971. Growth regulators in *Populus tremula*. II. Effect of light on inhibitor content in root suckers. *Phys. Plant.* 24:205-8.
55. ———. 1980. Interaction of light and auxin in regulation of rooting in pea stem cuttings. *Phys. Plant.* 48:78-82.
56. Eliasson, L., and L. Brunen. 1980. Light effects on root formation in aspen and willow cuttings. *Phys. Plant.* 48:261-65.
57. Ellyard, R. K. 1981. Effect of auxin combinations on the rooting of *Persea chameapitys* and *P. pinifolia* cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31:251-55.
58. Emery, A. E. H. 1955. The formation of buds on roots of *Chamaenerion angustifolium* (L.) Scop. *Phytomorphology* 5:139-45.
59. Erickson, E. N. 1973. Root formation in pea cuttings. I. Effects of decapitation and disbudding at different development stages. *Phys. Plant.* 28:503-6.
60. ———. 1974a. Root formation in pea cuttings. II. The influence of indole-3-acetic acid at different development stages. *Phys. Plant.* 30:158-62.
61. ———. 1974b. Root formation in pea cuttings. III. The influence of cytokinin at different development stages. *Phys. Plant.* 30(2):163-67.
62. Esau, K. 1965. *Plant anatomy* (2nd ed.). New York: John Wiley, pp. 513-14.
63. Evans, H. 1952. Physiological aspects of the propagation of cacao from cuttings. *Proc. 13th Inter. Hort. Cong.* 2:1179-90.
64. Fadl, M. S., and H. T. Hartmann. 1967. Isolation, purification, and characterization of an endogenous root-promoting factor obtained from the basal sections of pear hardwood cuttings. *Plant Phys.* 42:541-49.

65. ———. 1967. Relationship between seasonal changes in endogenous promoters and inhibitors in pear buds and cutting bases and the rooting of pear hardwood cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 91:96-112.
66. Fadl, M., S. A. S. El-Deen, and M. A. El-Mahady. 1979. Physiological and chemical factors controlling adventitious root initiation in carob (*Ceratonia siliqua*) stem cuttings. *Egyptian Jour. Hort.* 6(1):55-68.
67. Farrar, J. H., and N. H. Grace. 1942. Vegetative propagation of conifers. XI. Effects of type of cutting on the rooting of Norway spruce cuttings. *Can. Jour. Res., Sect. C.* 20:116-21.
68. Fiorino, P., J. N. Cummins, and J. Gilpatrick. 1969. Increased production of rooted *Prunus besseyi* Bailey softwood cuttings with pre-planting soak in benomyl. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 19:320-36.
69. Fischer, P., and J. Hansen. 1977. Rooting of chrysanthemum cuttings: Influence of irradiance during stock plant growth and of decapitation and disbudding of cuttings. *Scient. Hort.* 7:171-78.
70. Frolich, E. F. 1961. Etiolation and the rooting of cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 11:277-83.
71. Gaffney, J. J. 1978. Humidity: Basic principles and measurement techniques. *HortScience* 13(5):551-55.
72. Gardner, E. J. 1941. Propagation under mist. *Amer. Nurs.* 73(9):5-7.
73. Gardner, F. E. 1929. The relationship between tree age and the rooting of cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 26:101-4.
74. ———. 1937. Etiolation as a method of rooting apple variety stem cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 34:323-29.
75. Gautheret, R. J. 1969. Investigations on the root formation in the tissues of *Helianthus tuberosus* cultured in vitro. *Amer. Jour. Bot.* 56(7):702-17.
76. Garner, R. J., and E. S. J. Hatcher. 1962. Regeneration in relation to vegetative growth and flowering. *Proc. 16th Inter. Hort. Cong.*, pp. 105-11.
77. Ginzburg, C. 1967. Organization of the adventitious root apex in *Tamarix aphylla*. *Amer. Jour. Bot.* 54:4-8.
78. Girouard, R. M. 1967. Anatomy of adventitious root formation in stem cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 17:289-302.
79. ———. 1967. Initiation and development of adventitious roots in stem cuttings of *Hedera helix*. *Can. Jour. Bot.* 45:1883-86.
80. ———. 1969. Physiological and biochemical studies of adventitious root formation. Extractable rooting co-factors from *Hedera helix*. *Can. Jour. Bot.* 47(5):687-99.
81. Greenwood, M. S., and G. P. Berlyn. 1973. Sucrose-indole-3-acetic acid interactions on root regeneration by *Pinus lambertiana* embryo cuttings. *Amer. Jour. Bot.* 60(1):42-47.
82. Goddard, W. 1963. Forestalling dormancy and inducing continuous growth of *Azalea mollis* with supplementary light for winter propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 13:276-78.
83. Good, G. L., and H. B. Tukey, Jr. 1964. Leaching of nutrients from cuttings under mist. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:138-42.
84. Gorter, C. J. 1969. Auxin-synergists in the rooting of cuttings. *Phys. Plant.* 22:497-502.
85. Grace, N. H. 1939. Rooting of cuttings taken from the upper and lower regions of a Norway spruce tree. *Can. Jour. Res.* 17(C):172-80.

86. Greenwood, M. S., and G. P. Berlyn. 1973. Sucrose: Indoleacetic acid interactions on root regeneration by *Pinus lambertiana* embryo cuttings. *Amer. Jour. Bot.* 60:42-47.
87. Hackett, W. P. 1970. The influence of auxin, catechol, and methanolic tissue extracts on root initiation in aseptically cultured shoot apices of the juvenile and adult forms of *Hedera helix*. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 95(4):398-402.
88. Hagemann, A. 1932. Untersuchungen an Blattstecklingen. *Gartenbauwiss* 6:69-202.
89. Haissig, B. E. 1965. Organ formation *in vitro* as applicable to forest tree propagation. *Bot. Rev.* 31:607-26.
90. ———. 1972. Meristematic activity during adventitious root primordium development. Influences of endogenous auxin and applied gibberellic acid. *Plant Phys.* 49:886-92.
91. ———. 1973. Influence of hormones and auxin synergists on adventitious root initiation. In *Proc. I.U.F.R.O. Working Party on Reprod. Processes*, Rotorua, New Zealand.
92. ———. 1979. Influence of aryl esters of indole-3-acetic and indole-3-butyric acids on adventitious root primordium initiation and development. *Phys. Plant.* 47:29-33.
93. Hansen, C. J., and H. T. Hartmann. 1968. The use of indolebutyric acid and captan in the propagation of clonal peach and peach-almond hybrid rootstocks by hardwood cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 92:135-40.
94. Hansen, J. 1976. Adventitious root formation induced by gibberellic acid and regulated by irradiance to the stock plants. *Phys. Plant.* 36:77-81.
95. Hansen, J., and E. N. Ericksen. 1974. Root formation of pea cuttings in relation to the irradiance of the stock plants. *Phys. Plant.* 32:170-73.
96. Hansen, J., L. H. Strömquist, and A. Ericsson. 1978. Influence of the irradiance on carbohydrate content and rooting of cuttings of pine seedlings (*Pinus sylvestris* L.). *Plant Phys.* 61:975-79.
97. Hare, R. C. 1977. Rooting of cuttings from mature water oak (*Quercus nigra*). *Southern Jour. Appl. For.* 1(2):24-25.
98. Hartmann, H. T., and R. M. Brooks. 1958. Propagation of Stockton Morello cherry rootstock by softwood cuttings under mist sprays. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 71:127-34.
99. Hartmann, H. T., and C. J. Hansen. 1958. Effect of season of collecting, indolebutyric acid, and pre-planting storage treatments on rooting of Marianna plum, peach, and quince hardwood cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 71:57-66.
100. ———. 1958. Rooting pear and plum rootstocks. *Calif. Agr.* 12(10):4, 14, 15.
101. Hartmann, H. T., and F. Loreti. 1965. Seasonal variation in the rooting of olive cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 87:194-98.
102. Hartmann, H. T., W. H. Griggs, and C. J. Hansen. 1963. Propagation of own-rooted Old Home and Bartlett pears to produce trees resistant to pear decline. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 82:92-102.
103. Hatcher, E. S. J., and R. J. Garner. 1957. Aspects of rootstock propagation. IV. The winter storage of hardwood cuttings. *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1956*, pp. 101-8.
104. Haun, J. R., and P. W. Cornell. 1951. Rooting response of geranium (*Pelargonium hortorum*, Bailey, var. Ricard) cuttings as influenced by nitrogen phosphorus, and potassium nutrition of the stock plant. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 58:317-23.
105. Hemberg, T. 1951. Rooting experiments with hypocotyls of *Phaseolus vulgaris* L. *Phys. Plant.* 11:1-9.
106. Heide, O. M. 1965. Photoperiodic effects on the regeneration ability of *Begonia* leaf cuttings. *Phys. Plant.* 18:185-90.

107. ———. 1965. Interaction of temperature, auxin, and kinins in the regeneration ability of *Begonia* leaf cuttings. *Phys. Plant.* 18:891-920.
108. ———. 1965. Effects of 6-benzylamino-purine and 1-naphthaleneacetic acid on the epiphyllous bud formation in *Bryophyllum*. *Planta* 67:281-96.
109. ———. 1968. Stimulation of adventitious bud formation in *Begonia* leaves by abscisic acid. *Nature* 219(5157):960-61.
110. ———. 1968. Auxin level and regeneration of *Begonia* leaves. *Planta* 81:153-59.
111. ———. 1969. Non-reversibility of gibberellin-induced inhibition of regeneration in *Begonia* leaves. *Phys. Plant.* 22:671-79.
112. Herman, D. E., and C. E. Hess. 1963. The effect of etiolation upon the rooting of cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 13:42-62.
113. Hess, C. E. 1962. A physiological analysis of root initiation in easy and difficult-to-root cuttings. *Proc. 16th Inter. Hort. Cong.*, pp. 375-81.
114. ———. 1962. Characterization of the rooting co-factors extracted from *Hedera helix* L. and *Hibiscus rosa-sinensis* L. *Proc. 16th Inter. Hort. Cong.*, pp. 382-88.
115. ———. 1963. Naturally-occurring substances which stimulate root initiation. *Col. Int. du Centre Nat. Recherche Sci.* No. 123, pp. 517-27. Paris.
116. ———. 1965. Phenolic compounds as stimulators of root initiation. *Plant Phys.* (suppl.) 40 XLV.
117. ———. 1968. Internal and external factors regulating root initiation. *Root Growth* (Proc. 15th Easter Sch. Agr. Sci., U. of Nott.). London: Butterworth.
118. Hess, C. E., and W. E. Snyder. 1955. A physiological comparison of the use of mist with other propagation procedures used in rooting cuttings. *Rpt. 14th Inter. Hort. Cong.*, pp. 1133-39.
119. Heuser, C. W. 1976. Juvenility and rooting co-factors. *Acta Hort.* 56:251-61.
120. Heuser, C. W., and C. E. Hess. 1972. Isolation of three lipid root-initiating substances from juvenile *Hedera helix* shoot tissue. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 97(5):571-74.
121. Hiller, Charlotte. 1951. A study of the origin and development of callus and root primordia of *Taxus cuspidata* with reference to the effects of growth regulator. Master's thesis, Cornell Univ., Ithaca, N.Y.
122. Hitchcock, A. E., and P. W. Zimmerman. 1932. Relation of rooting response to age of tissue at the base of green wood cuttings. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 4:85-98.
123. ———. 1937. A sensitive test for root formation. *Amer. Jour. Bot.* 24:735-36.
124. ———. 1940. Effects obtained with mixtures of root-inducing and other substances. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 11:143-60.
125. ———. 1942. Root inducing activity of phenoxy compounds in relation to their structure. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 12:497-507.
126. Hoitink, H. A. J., and A. F. Schmitthenner. 1970. Disease control in rhododendron cuttings with benomyl or thiabendazole mixtures. *Plant Dis. Rpt.* 54:427-30.
127. Howard, B. H. 1965. Increase during winter in capacity for root regeneration in detached shoots of fruit tree rootstocks. *Nature* 208:912-13.
128. Howard, B. H., and J. Y. Sykes. 1966. Regeneration of the hop plant (*Humulus lupulus* L.) from softwood cuttings. II. Modification of the carbohydrate resources within the cutting. *Jour. Hort. Sci.* 41:155-63.
129. ———. 1972. Depressing effects of virus infection on adventitious root production in apple hardwood cuttings. *Jour. Hort. Sci.* 47:255-58.

130. ———. 1975. Improved rooting of cuttings by diffusion of oxygen through the rooting medium. *Jour. Hort. Sci.* 50:173-74.
131. Hudson, J. P. 1955. The regeneration of plants from roots. *Proc. 14th Inter. Hort. Cong.*, Vol. 2, pp. 1165-72.
132. Humphries, E. C. 1960. Inhibition of root development of petioles and hypocotyls of dwarf bean (*Phaseolus vulgaris*) by kinetin. *Phys. Plant.* 13:659-63.
133. Jain, M. K., and K. K. Nanda. 1972. Effect of temperature and some antimetabolites on the interaction effects of auxin and nutrition in rooting etiolated stem segments of *Salix tetrasperma*. *Phys. Plant.* 27:169-72.
134. James, D. J. 1979. The role of auxins and phloroglucinol in adventitious root formation in *Rubus* and *Fragaria* grown *in vitro*. *Jour. Hort. Sci.* 54:273-77.
135. James, D. J., V. H. Knight, and I. J. Thurbon. 1980. Micropropagation of red raspberry and the influence of phloroglucinol. *Scient. Hort.* 12:313-19.
136. James, D. J., and I. J. Thurbon. 1981. Shoot and root initiation *in vitro* in the apple rootstock M9 and the promotive effects of phloroglucinol. *Jour. Hort. Sci.* 56:15-20.
137. Jauhari, O. S., and S. F. Rahman. 1959. Further investigations on rooting in cuttings of sweet lime (*Citrus limetoides*) Tanaka. *Sci. and Cult.* 24:432-34.
138. Johnson, C. R. 1970. The nature of flower bud influence on root regeneration in the *Rhododendron* shoot. Ph. D. Dissertation. Ore. State Univ., Corvallis, Ore.
139. Johnson, C. R., and A. N. Roberts. 1971. The effect of shading rhododendron stock plants on flowering and rooting. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 96:166-68.
140. Johnson, C. R., and D. F. Hamilton. 1977. Rooting of *Hibiscus rosa-sinensis* L. cuttings as influenced by light intensity and ethephon. *HortScience* 12(1):39-40.
141. Jones, O. P., and M. E. Hopgood. 1979. The successful propagation *in vitro* of two rootstocks of *Prunus*: the plum rootstock Pixy (*P. insititia*) and the cherry rootstock F 12/1 (*P. avium*). *Jour. Hort. Sci.* 54:63-66.
142. Kawase, M. 1964. Centrifugation, rhizocaline, and rooting in *Salix alba*. *Phys. Plant.* 17:855-65.
143. ———. 1965. Etiolation and rooting in cuttings. *Phys. Plant.* 18:1066-76.
144. ———. 1971. Causes of centrifugal root promotion. *Phys. Plant.* 25:64-70.
145. ———. 1976. Centrifugation and rooting of cuttings. *Revista dell' Ortoflorofrutticoltura Italiana* N. 2.
146. Keever, G. I., and H. B. Tukey, Jr. 1979. Effect of nutrient mist on the propagation of azaleas. *HortScience* 14(6):755-56.
147. Kefford, N. P. 1973. Effect of a hormone antagonist on the rooting of shoot cuttings. *Plant Phys.* 51:214-16.
148. Key, J. L. 1969. Hormones and nucleic acid metabolism. *Ann. Rev. Plant Phys.* 20:449-74.
149. Kögl, F., A. J. Haagen-Smit, and H. Erxleben. 1934. Über ein neues Auxin ("Heteroauxin") aus Harn. XI. *Mitteilung. Z. physiol. Chem.* 228:90-103.
150. Kraus, E. J. 1953. Rooting azalea cuttings. *Nat. Hort. Mag.* 32:163-64.
151. Kraus, E. J., and H. R. Kraybill. 1918. Vegetation and reproduction with special reference to the tomato. *Ore. Agr. Exp. Sta. Bul.* 149.
152. Kraus, E. J., N. A. Brown, and K. C. Hamner. 1936. Histological reactions of bean plants to indoleacetic acid. *Bot. Gaz.* 98:370-420.

153. Krishnamoorthy, H. N. 1970. Promotion of rooting in mung bean hypocotyl cuttings with Ethrel, an ethylene releasing compound. *Plant & Cell Phys.* 11:979-82.
154. Krul, W. R. 1968. Increased root initiation in Pinto bean hypocotyls with 2,4-dinitrophenol. *Plant Phys.* 43(3):439-41.
155. Laibach, F., and O. Fischnich. 1935. Künstliche Wurzelneubildung mittels Wuchsstroffpaste. *Ber. Deuts. bot. Ges.* 53:528-39.
156. Langhans, R. W. 1955. Mist for growing plants. *Farm Res.* (Cornell Univ.) 21(3).
157. Lanphear, F. O., and R. P. Meahl. 1961. The effect of various photoperiods on rooting and subsequent growth of selected woody ornamental plants. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 77:620-34.
158. ———. 1966. Influence of the stock plant environment on the rooting of *Juniperus horizontalis* 'Plumosa'. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 89:666-71.
159. Lek, H. A. A., van der. 1925. Root development in woody cuttings. *Meded. Landbouwhoogesch. Wageningen* 38(1).
160. ———. 1930. Anatomical structure of woody plants in relation to vegetative propagation. *Proc. IX. Inter. Hort. Cong.*, pp. 66-76.
161. ———. 1934. Over den invloed der knoppen op de wortelvorming der stekken, *Meded. Landbouwhoogesch. Wageningen* 38(2):1-95.
162. Leopold, A. C. 1964. The polarity of auxin transport, in Meristems and Differentiation. *Brookhaven Symposia in Biology, Rpt. No. 16*, pp. 218-34. Upton, N.Y.: Brookhaven Natl. Lab.
163. Lesham, Y., and B. Lunenfield. 1968. Gonadotropin in promotion of adventitious root production on cuttings of *Begonia semperflorens* and *Vitis vinifera*. *Plant Phys.* 43:313-17.
164. Libbert, E. 1956. Untersuchungen über die Physiologie der Adventivwurzelbildung, I. Die Wirkungsweise einiger Komponenten des 'Rhizokalinkomplexes.' *Flora* 144:121-50.
165. Libby, W. J., A. G. Brown, and J. M. Fielding. 1972. Effects of hedging Radiata pine on production, rooting, and early growth of cuttings. *New Zealand Jour. For. Sci.* 2(2):263-83.
166. Lipecki, J., and F. G. Dennis. 1972. Growth inhibitors and rooting cofactors in relation to rooting response of softwood apple cuttings. *HortScience* 7(2):136-38.
167. Loach, K. 1977. Leaf water potential and the rooting of cuttings under mist and polythene. *Phys. Plant.* 40:191-97.
168. ———. 1979. Mist propagation: Past, present, future. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:216-229.
169. Long, J. C. 1933. The influence of rooting media on the character of roots produced by cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 29:352-55.
170. Long, W. G., D. V. Sweet, and H. B. Tukey. 1956. The loss of nutrients from plant foliage by leaching as indicated by radioisotopes. *Science* 123:1039-40.
171. MacKenzie, J. A. 1957. The regeneration of plants from roots: Seasonal variations in *Rubus idaeus* L. var. Malling Promise. Ph.D. Dissertation, Univ. Nottingham.
172. Mahlstedt, J. P., and D. P. Watson. 1952. An anatomical study of adventitious root development in stems of *Vaccinium corymbosum*. *Bot. Gaz.* 113:279-85.
173. Maini, J. S. 1968. The relationship between the origin of adventitious buds and the orientation of *Populus tremuloides* root cuttings. *Bul. Ecol. Soc. Amer.* 49:81-82.
174. Massini, P., and G. Voorn. 1967. The effect of ferredoxin and ferrous ion on the chlorophyll sensitized photoreduction of dinitrophenol. *Photochem.-Photobiol.* 6:851-56.

175. McVeigh, I. 1938. Regeneration in *Crassula multicaeva*. *Amer. Jour. Bot.* 25:7-11.
176. Mes, M. G. 1951. Cuttings difficult to root. *Plants and Gardens* 7(2):95-97.
177. ———. 1951. Plant hormones. *Prog. Rpt. Plant Phys. Res. Inst.*, 1950-1951, Univ. of Pretoria.
178. Milbocker, D. C. 1977. Propagation in a humid chamber. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:455-61.
179. Milbocker, D. C., and R. Wilson. 1979. Temperature control during high humidity propagation. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 104:123-26.
180. Mittempergher, L. 1964. Indagini sull' origine delle radici avventizie in talee legnose di pero. *Ortoflorofrutticoltura Ital.* 48:39-44.
181. Mohammed, S., and E. N. Ericksen. 1974. Root formation in pea cuttings. IV. Further studies on the influence of indole-3-acetic acid at different development stages. *Phys. Plant.* 32:94-96.
182. Mohammed, S. 1975. Further investigations on the effects of decapitation and disbud-ding at different development stages of rooting in pea cuttings. *Jour. Hort. Sci.* 50:271-73.
183. Molnar, J. M., and L. J. LaCroix. 1972. Studies of the rooting of cuttings of *Hydrangea macrophylla*: Enzyme changes. *Can. Jour. Bot.* 50(2):315-22.
184. ———. 1972. Studies of the rooting of cuttings of *Hydrangea macrophylla*: DNA and pro-tein changes. *Can. Jour. Bot.* 50(3):387-92.
185. Morgan, D. L., E. L. McWilliams, and W. C. Parr. 1980. Maintaining juvenility in live oak. *HortScience* 15(4):493-94.
186. Mullins, M. G. 1972. Auxin and ethylene in adventitious root formation in *Phaseolus aureus* (Roxb.). In *Plant growth substances—1970*, D. J. Carr, ed. Berlin: Springer-Verlag.
187. Muzik, T. J., and H. J. Cruzado. 1958. Transmission of juvenile rooting ability from seedlings to adults of *Hevea brasiliensis*. *Nature* 181:1288.
188. Nanda, K. K., M. K. Jain, and S. Malhotra. 1971. Effect of glucose and auxins in rooting etiolated stem segments of *Populus nigra*. *Phys. Plant.* 24:387-91.
189. Naylor, E. E., and B. Johnson. 1937. A histological study of vegetative reproduction in *Saintpaulia ionantha*. *Amer. Jour. Bot.* 24:673-78.
190. Okoro, O. O., and J. Grace. 1978. The physiology of rooting *Populus* cuttings. II. Cytokinin activity in leafless hardwood cuttings. *Phys. Plant.* 44:167-70.
191. O'Rourke, F. L. 1940. The influence of blossom buds on rooting of hardwood cuttings of blueberry. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 40:332-34.
192. ———. 1944. Wood type and original position on shoot with reference to rooting in hardwood cuttings of blueberry. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 45:195-97.
193. ———. 1949. Mist humidification and the rooting of cuttings. *Mich. Agr. Exp. Sta. Quart. Bul.* 32, pp. 245-49.
194. Paton, D. M., R. R. Willing, W. Nichols, and L. D. Pryor. 1970. Rooting of stem cut-tings of eucalyptus: A rooting inhibitor in adult tissue. *Austral. Jour. Bot.* 18:175-83.
195. Paul, J. L., and L. V. Smith. 1966. Rooting of chrysanthemum cuttings in peat as in-fluenced by calcium. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 89:626-30.
196. Paul, J. L., and A. T. Leiser. 1968. Influence of calcium saturation of sphagnum peat on the rooting of five woody species. *Hort. Res.* 8(1):41-50.

197. Pearse, H. L. 1943. The effect of nutrition and phytohormones on the rooting of vine cuttings. *Ann. Bot. n.s.*, 7:123-32.
198. ———. 1946. Rooting of vine and plum cuttings as affected by nutrition of the parent plant and treatment with phytohormones. *Sci. Bul. 249, Dept. of Agr. Union of S. Afr.*
199. Petri, P. S., S. Mazzi, and P. Strigoli. 1960. Considerazione sulla formazione delle radici avventizie con particolare riguardo a: *Cucurbita pepo*, *Nerium oleander*, *Menyanthes trifoliatae*, *Solanum lycopersicum*, *Nuovo Giorn. Bot. Ital.* 67:131-75.
200. Pierik, R. L. M., and H. H. M. Steegmans. 1975. Analysis of adventitious root formation in isolated stem explants of *Rhododendron*. *Scient. Hort.* 3:1-20.
201. Porlingis, I. C., and I. Therios. 1976. Rooting response of juvenile and adult leafy olive cuttings to various factors. *Jour. Hort. Sci.* 51:31-39.
202. Poulsen, A., and A. S. Anderson. 1980. Propagation of *Hedera helix*: Influence of irradiance to stock plants, length of internode and topophysis of cutting. *Phys. Plant.* 49:359-65.
203. Preston, W. H., J. B. Shanks, and P. W. Cornell. 1953. Influence of mineral nutrition on production, rooting, and survival of cuttings of azaleas. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 61:499-507.
204. Priestley, J. H., and C. F. Swingle. 1929. Vegetative propagation from the standpoint of plant anatomy. *USDA Tech. Bul. No. 151.*
205. Raines, M. A. 1940. Some uses of a spray chamber in experimentation with plants. *Amer. Jour. Bot.*, Suppl. to Vol. 27, No. 10, p. 185.
206. Rajagopal, V., and A. S. Andersen. 1980. Water stress and root formation in pea cuttings. *Phys. Plant.* 48:144-49.
207. Rappaport, J. 1940. The influence of leaves and growth substances on the rooting response of cuttings. *Natuurw Tijdschr.* 21:356-59.
208. Rasmussen, S., and A. S. Andersen. 1980. Water stress and root formation in pea cuttings. II. Effect of abscisic acid treatment of cuttings from stock plants grown under two levels of irradiance. *Phys. Plant.* 48:150-54.
209. Read, P. E., and V. C. Hoysler. 1969. Stimulation and retardation of adventitious root formation by application of B-Nine and Cycocel. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 94:314-16.
210. Reuveni, O., and M. Raviv. 1981. Importance of leaf retention to rooting avocado cuttings. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 106(2):127-30.
211. Robbins, W. J. 1960. Further observations on juvenile and adult *Hedera*. *Amer. Jour. Bot.* 47:485-91.
212. Roberts, A. N., and L. H. Fuchigami. 1973. Seasonal changes in auxin effect on rooting of Douglas-fir stem cuttings as related to bud activity. *Phys. Plant.* 28:215-21.
213. Robinson, J. C. 1975. The regeneration of plants from root cuttings with special reference to the apple. *Hort. Abst.* 45(6):305-15.
214. Robinson, J. C., and W. W. Schwabe. 1977. Studies on the regeneration of apple cultivars from root cuttings. I. Propagation aspects. *Jour. Hort. Sci.* 52:205-20.
215. ———. 1977. Studies on the regeneration of apple cultivars from root cuttings. II. Carbohydrate and auxin relations. *Jour. Hort. Sci.* 52:221-33.
216. Rom, R. C., and S. A. Brown. 1979. Factors affecting burrknot formation on clonal *Malus* rootstocks. *HortScience* 14(3):231-32.
217. Ryan, G. F., E. F. Frölich, and T. P. Kinsella. 1958. Some factors influencing rooting of grafted cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 72:454-61.

218. Sachs, J. 1865. Ueber die Neubildung von Adventivwurzeln durch Dunkelheit. *Verhandlungen des naturhistorischen Vereines der preussischen Rheinlande und Westphalens*, pp. 110-11. Abs. in *Bul. Soc. Bot. de France*, 12, Part 2, p. 221.
219. ———. 1880 and 1882. Stoff und Form der Pflanzenorgane. I and II. *Arb. bot. Inst. Würzburg* 2:452-88 and 4:689-718.
220. Sachs, R. M., F. Loreti, and J. DeBie. 1964. Plant rooting studies indicate sclerenchyma tissue is not a restricting factor. *Calif. Agr.* 18(9):4-5.
221. Selim, H. H. A. 1956. The effect of flowering on adventitious root formation. *Meded. Landbouwhooges. Wageningen* 56(6):1-38.
222. Samish, R. M., and P. Spiegel. 1957. The influence of nutrition of the mother vine on the rooting of cuttings. *Ktavim* 8:93-100.
223. Sax, K. 1962. Aspects of aging in plants. *Ann. Rev. Plant Phys.* 13:489-506.
224. Schier, G. A. 1973. Origin and development of aspen root suckers. *Can. Jour. For. Res.* 3:39-44.
225. Schraudolf, H., and J. Reinert. 1959. Interaction of plant growth regulators in regeneration processes. *Nature* 184:465-66.
226. Shapiro, S. 1958. The role of light in the growth of root primordia in the stem of Lombardy poplar. In *The physiology of forest trees*, K. V. Thimann, ed. New York: Ronald Press.
227. Siegler, E. A., and J. J. Bowman. 1939. Anatomical studies of root and shoot primordia in 1-year apple roots. *Jour. Agr. Res.* 58:795-803.
228. Sircar, P. K., and S. K. Chatterjee. 1973. Physiological and biochemical control of meristernation and adventitious root formation in *Vigna* hypocotyl cuttings. *The Plant Propagator* 19(1):17-26.
229. ———. 1974. Physiological and biochemical changes associated with adventitious root formation in *Vigna* hypocotyl cuttings. II. Gibberellin effects. *The Plant Propagator* 20(2):15-22.
230. ———. 1980. Effect of foliar applications of kinetin and Ethrel on adventitious root formation at the base of *Vigna* hypocotyl cuttings. *The Plant Propagator* 26(4):3-5.
231. Skoog, F., and C. Tsui. 1948. Chemical control of growth and bud formation in tobacco stem and callus. *Amer. Jour. Bot.* 35:782-87.
232. Smith, N. G., and P. F. Wareing. 1972. The distribution of latent root primordia in stems of *Populus × robusta* and factors affecting emergence of preformed roots from cuttings. *Forestry* 45:197-210.
233. Snow, A. G., Jr. 1939. Clonal variation in rooting response of red maple cuttings. *USDA Northeastern For. Exp. Sta. Tech. Note* 29.
234. Snyder, W. E. 1955. Effect of photoperiod on cuttings of *Taxus cuspidata* while in the propagation bench and during the first growing season. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 66:397-402.
235. Spiegel, P. 1954. Auxins and inhibitors in canes of *Vitis*. *Bul. Res. Coun., Israel* 4:176-83.
236. Stangler, B. B. 1949. An anatomical study of the origin and development of adventitious roots in stem cuttings of *Chrysanthemum morifolium* Bailey, *Dianthus caryophyllus* L., and *Rosa dilecta* Rehd. Ph.D. dissertation, Cornell Univ., Ithaca, N.Y.
237. Steponkus, P. L., and L. Hogan. 1967. Some effects of photoperiod on the rooting of *Abelia grandiflora* Rehd. 'Prostrata' cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 91: 706-15.

238. Stoltz, L. P., and C. E. Hess. 1966. The effect of girdling upon root initiation: Auxin and rooting co-factors. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 89:744-51.
239. ———. 1966. The effect of girdling upon root initiation: Carbohydrates and amino acids. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 89:734-43.
240. ———. 1966. Factors influencing root initiation in an easy- and difficult-to-root chrysanthemum. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 92:622-26.
241. Stoutemyer, V. T., 1937. Regeneration in various types of apple wood. *Iowa Agr. Exp. Sta. Res. Bul.* 220:309-52.
242. ———. 1942. The propagation of *Chionanthus retusus* by cuttings. *Nat. Hort. Mag.* 21(4):175-78.
243. Stoutemyer, V. T., and A. W. Close. 1946. Rooting cuttings and germinating seeds under fluorescent and cold cathode light. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 48:309-25.
244. ———. 1947. Changes of rooting response in cuttings following exposure of the stock plants to light of different qualities. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 49:392-94.
245. Stoutemyer, V. T., and F. L. O'Rourke. 1943. Spray humidification and the rooting of greenwood cuttings. *Amer. Nurs.* 77(1):5-6, 24-25.
246. ———. 1945. Rooting of cuttings from plants sprayed with growth-regulating substances. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 46:407-11.
247. Stoutemyer, V. T., O. K. Britt, and J. R. Goodin. 1961. The influence of chemical treatments, understocks, and environment on growth phase changes and propagation of *Hedera canariensis*. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 77:552-57.
248. Strömquist, L., and J. Hansen. 1980. Effects of auxin and irradiance on the rooting of cuttings of *Pinus sylvestris*. *Phys. Plant.* 49:346-50.
249. Strydom, D. K., and H. T. Hartmann. 1960. Absorption, distribution, and destruction of indoleacetic acid in plum stem cuttings. *Plant Phys.* 35:435-42.
250. ———. 1960. Effect of indolebutyric acid on respiration and nitrogen metabolism in Marianna 2624 plum softwood stem cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 76:124-33.
251. Swingle, C. F. 1927. Burr knot formation in relation to the vascular system of the apple stem. *Jour. Agr. Res.* 34:533-44.
252. Thielges, B. A., and H. A. J. Hoitink. 1972. Fungicides and rooting of eastern white pine cuttings. *For. Sci.* 18(1):54-55.
253. Thimann, K. V. 1935. On an analysis of activity of two growth-promoting substances on plant tissues. *Proc. Kon. Ned. Akad. Wet.* 38:896-912.
254. ———. 1935. On the plant growth hormone produced by *Rhizopus suinus*. *Jour. Bio. Chem.* 109:279-91.
255. Thimann, K. V., and A. L. Delisle. 1939. The vegetative propagation of difficult plants. *Jour. Arnold Arb.* 20:116-36.
256. Thimann, K. V., and J. B. Koepfli. 1935. Identity of the growth-promoting and root-forming substances of plants. *Nature* 135:101-2.
257. Thimann, K. V., and E. F. Poutasse. 1941. Factors affecting root formation of *Phaseolus vulgaris*. *Plant Phys.* 16:585-98.
258. Thimann, K. V., and F. W. Went. 1934. On the chemical nature of the root-forming hormone. *Proc. Kon. Ned. Akad. Wet.* 37:456-59.
259. Thomaszewski, M., and K. V. Thimann. 1966. Interactions of phenolic acids, metallic ions, and chelating agents on auxin-induced growth. *Plant Phys.* 41:1443-54.
260. Thurlow, J., and J. Bonner. 1947. Inhibition of photoperiodic induction in *Xanthium*. *Amer. Jour. Bot.* 34:603-4.

261. Tillburg, E. 1974. Levels of indole-3-acetic acid and acid inhibitors in green and etiolated bean seedlings (*Phaseolus vulgaris*). *Phys. Plant.* 31:106-11.
262. Tinga, J. H. 1952. The effect of five levels of oxygen on the rooting of carnation cuttings in tap water culture. M.S. Thesis, Cornell Univ., Ithaca, N.Y.
263. Trécul, A. 1846. Recherches sur l'origine des racines. *Ann. Sci. Nat. Bot. Ser.* 3:340-50.
264. Tukey, H. B., and E. L. Green. 1934. Gradient composition of rose shoots from tip to base. *Plant Phys.* 9:157-63.
265. Tukey, H. B., Jr., H. B. Tukey, and S. H. Wittwer. 1958. Loss of nutrients by foliar leaching as determined by radioisotopes. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 71:496-506.
266. Vander der Meer, F. A. 1965. Nerfvergelingsmozaïck bij kruisbessen. *Fruittteelt.* 55:245-46.
267. Van Doesburg, J. 1962. Use of fungicides with vegetative propagation. *Proc. 16th Inter. Hort. Cong.*, Vol. 4, pp. 365-72.
268. Vasil, V., and A. C. Hildebrandt. 1965. Differentiation of tobacco plants from single, isolated cells in microcultures. *Science* 150:889-92.
269. Vasilevskaya, V. K. 1957. The anatomy of bud formation on the roots of some woody plants. *Russian Vest. Leningr. Univ., Ser. Bio. Bul.* 1:3-21.
270. Van Overbeek, J., and L. E. Gregory. 1945. A physiological separation of two factors necessary for the formation of roots on cuttings. *Amer. Jour. Bot.* 32:336-41.
271. Van Overbeek, J., S. A. Gordon, and L. E. Gregory. 1946. An analysis of the function of the leaf in the process of root formation in cuttings. *Amer. Jour. Bot.* 33:100-107.
272. Van Tieghem, P., and H. Douliot. 1888. Recherches comparatives sur l'origine des membres endogènes dans les plantes vasculaires. *Ann. Sci. Nat. Bot.* VII. 8:1-160.
273. Venverloo, G. J. 1976. The formation of adventitious organs. III. A comparison of root and shoot formation on *Nautilocalyx* explants. *Z. Pflanzenphysiol.* 80:310-22.
274. Vöchting, H. 1878. *Über Organbildung im Pflanzenreich*. Bonn: Verlag Max Cohen, pp. 1-258.
275. Walker, R. I. 1940. Regeneration in the scale leaf of *Lilium candidum* and *L. longiflorum*. *Amer. Jour. Bot.* 27:114-17.
276. Warmke, H. E., and G. L. Warmke. 1950. The role of auxin in the differentiation of root and shoot primordia from root cuttings of *Taraxacum* and *Cichorium*. *Amer. Jour. Bot.* 37:272-80.
277. Waxman, S., and J. P. Nitsch. 1956. Influence of light on plant growth. *Amer. Nurs.* 104(10):11-12.
278. Waxman, S. 1965. Propagation of blueberries under fluorescent light at various intensities. *Proc. Inter. Plant. Prop. Soc.* 15:154-158.
279. Weiser, C. J., and L. T. Blaney. 1960. The effects of boron on the rooting of English holly cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 75:704-10.
280. ———. 1967. The nature of boron stimulation to root initiation and development in beans. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 90:191-99.
281. Weiser, C. J. 1963. Rooting and night-lighting trials with deciduous azaleas and dwarf rhododendrons. *Amer. Hort. Mag.* 42:95-100.
282. Welander, M., and I. Huntrieser. 1981. The rooting ability of shoots raised *in vitro* from the apple rootstock A2 in juvenile and in adult growth phase. *Phys. Plant.* 53(3):301-6.
283. Wellensiek, S. J. 1952. Rejuvenation of woody plants by formation of sphaeroblasts. *Proc. Kon. Ned. Akad. Wet.* 55:567-73.

284. Wells, J. S. 1963. The use of captan in rooting rhododendrons. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 13:132-35.
285. Went, F. W. 1929. On a substance causing root formation. *Proc. Kon. Ned. Akad. Wet.* 32:35-39.
286. ———. 1934. A test method for rhizocaline, the root-forming substance. *Proc. Kon. Ned. Akad. Wet.* 37:445-55.
287. ———. 1934. On the pea test method for auxin, the plant growth hormone. *Proc. Kon. Ned. Akad. Wet.* 37:547-55.
288. ———. 1935. Hormones involved in root formation. *Proc. 6th Inter. Bot. Cong.* 2:267-69.
289. Whitehill, S. J., and W. W. Schwabe. 1975. Vegetative propagation of *Pinus sylvestris*. *Phys. Plant.* 35:66-71.
290. Wildren, J. A., and R. A. Criley, 1975. Cytokinins increase shoot production from leaf cuttings of begonia. *The Plant Propagator* 20(4) + 21(1):7-9.
291. Wilkinson, R. E. 1966. Adventitious shoots on saltcedar roots. *Bot. Gaz.* 127:103-4.
292. Winkler, A. J. 1927. Some factors influencing the rooting of vine cuttings. *Hilgardia* 2:329-49.
293. Wott, J. A., and H. B. Tukey, Jr. 1967. Influence of nutrient mist on the propagation of cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 90:454-61.
294. Wylie, A. W., K. Ryugo, and R. M. Sachs. 1970. Effects of growth retardants on biosynthesis of gibberellin precursors in root tips of peas, *Pisum sativum* L. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 95(5):627-30.
295. Yarborough, J. A. 1932. Anatomical and developmental studies of the foliar embryos of *Bryophyllum calycinum*. *Amer. Jour. Bot.* 19:443-53.
296. ———. 1936. Regeneration in the foliage leaf of *Sedum*. *Amer. Jour. Bot.* 23:303-7.
297. Yarwood, C. E. 1939. Control of powdery mildews with a water spray. *Phytopath.* 29:288-90.
298. Zimmerman, P. W. 1930. Oxygen requirements for root growth of cuttings in water. *Amer. Jour. Bot.* 17:842-61.
299. ———. 1933. Initiation and stimulation of adventitious roots caused by unsaturated hydrocarbon gases. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 5:351-69.
300. ———. 1937. Comparative effectiveness of acids, esters, and salts as growth substances and methods of evaluating them. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 8:337-50.
301. Zimmerman, P. W., and F. Wilcoxon. 1935. Several chemical growth substances which cause initiation of roots and other responses in plants. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 7:209-29.
302. Zimmerman, R. H., and O. C. Broome. 1981. Phloroglucinol and *in vitro* rooting of apple cultivar cuttings. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 106(5):648-52.
303. Zucconi, F., and A. Pera. 1978. The influence of nutrients and pH effects on rooting as shown by mung bean cuttings. *Acta Hort.* 79:57-62.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- ARGLES, G. K. 1969. Root formation by stem cuttings. *Nurseryman and garden centre*, Vol. 148, Nos. 18, 19; Vol. 149, No. 3.
- DORE, J. 1965. Physiology of regeneration in cormophytes. *Handbuch der Pflanzenphysiologie*, Vol. 15 (Part 2), pp. 1-91. Berlin: Springer-Verlag.

ESAU, K. 1977. *Anatomy of seed plants* (2nd ed.). New York: John Wiley.

FERNQUIST, I. 1966. Studies on factors in adventitious root formation. *Lantbrukshogskolans Annaler* (Annals of Agricultural College of Sweden, Uppsala), Vol. 32. pp. 109-244.

GALSTON, A. W., P. J. DAVIES, and R. L. SATLER. 1980. Hormonal control of rate and direction of growth. Chapter 9 in *The life of the green plant* (3rd ed.). Englewood Cliffs, N.J.: Prentice-Hall.

HAISSIG, B. E. 1974. Origins of adventitious roots, Vol. 4, No. 2; Influences of auxins and auxin synergists on adventitious root primordium initiation and development, Vol. 4, No. 2; Consideration of metabolism during adventitious root primordium initiation and development, Vol. 4, No. 2. *New Zealand Jour. For. Sci.*

International Plant Propagators' Society. *Proceedings of Annual Meetings.*

KLEIN, R. M., and D. T. KLEIN. 1970. *Research methods in plant science*. New York: Natural History Press.

KOMISSAROV, D. A. 1964. *Biological basis for the propagation of woody plants by cuttings* (translated from Russian). Springfield, Va.: U.S. Dept. Commerce, Clearinghouse Fed. Sci.

10

Técnicas de la Propagación por Estacas

En la propagación por estacas, se corta de la planta madre una porción de tallo, raíz u hoja, después de lo cual esa porción se coloca en ciertas condiciones ambientales favorables y se induce a que forme raíces y tallos, obteniéndose con ello una planta nueva, independiente, que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta madre.

IMPORTANCIA Y VENTAJAS DE LA PROPAGACION POR ESTACAS

Las estacas son el medio más importante para la propagación de arbustos ornamentales, tanto de especies deciduas como de hoja ancha y siempreverdes de hoja angosta. Las estacas se usan, también, extensamente en la propagación comercial en invernadero de muchos cultivos florales y su empleo es común en la propagación de diversas especies frutales.

En especies que se pueden propagar con facilidad por estacas este método tiene numerosas ventajas. De unas cuantas plantas madres es posible iniciar muchas nuevas plantas en un espacio limitado. Es económico, rápido, simple y no requiere las técnicas especiales de injerto. No existe problema de compatibilidad con patrones o de uniones deficientes de injerto. Se obtiene una uniformidad mayor por la ausencia de variaciones que en ocasiones aparecen en las plantas injertadas resultantes de la variación en los patrones provenientes de semilla. La planta madre, por lo general, se reproduce exactamente sin cambio genético.

Sin embargo, no siempre es conveniente reproducir las plantas totalmente por estacas, aunque sea posible. A menudo resulta ventajoso, o necesario, usar un patrón resistente a alguna condición adversa del suelo, a organismos patógenos que viven en el terreno o bien utilizar los patrones que hay disponibles para achaparrar los injertos o vigorizarlos.

TIPOS DE ESTACAS

Las estacas se hacen de partes vegetativas de las plantas, como tallos, tallos modificados (rizomas, tubérculos, cormos y bulbos), hojas o raíces. A las estacas se les puede clasificar de acuerdo con la parte de la planta de que proceden como sigue:

Estacas de tallo

De madera dura

Deciduas

Siempreverdes de hoja angosta

De madera semidura

De madera suave

Herbáceas

Estacas de hoja

Estacas con hoja y yema

Estacas de raíz

Muchas plantas se pueden propagar con resultados satisfactorios usando varios tipos de estacas diferentes. El tipo preferido depende de las circunstancias específicas, seleccionándose de ordinario el más económico.

En plantas leñosas perennes de enraizamiento fácil, por su simplicidad y bajo costo de ordinario se usan estacas de madera dura plantadas en un vivero al exterior. Para especies herbáceas más delicadas o aquellas que son difícil de propagar es necesario recurrir al empleo de instalaciones más costosas y complicadas para obtener el enraizamiento de estacas con hojas. En algunas especies también son satisfactorias las estacas de raíz, pero es posible que se dificulte obtener el material en cantidad suficiente.

Al seleccionar el material para estacas es importante usar plantas madres que estén libres de enfermedades, que sean moderadamente vigorosas y de identidad conocida. Los propagadores deben evitar plantas madres que hayan sido dañadas por heladas o sequía, defoliadas por insectos, achaparradas por la fructificación excesiva o por la falta de humedad del suelo, o nutrición inadecuada, así como aquellas que tengan un desarrollo lujuriante, excesivamente vigoroso.

Una práctica recomendable al propagador es establecer bloques maternos como fuente de material de propagación, en los cuales puedan obtenerse plantas madres uniformes, fieles al tipo, libres de organismos patógenos y mantenidas en las condiciones nutricionales adecuadas para lograr el mejor enraizamiento de las estacas que se tomen de ellas.

Estacas de tallo

Las estacas de tallo, que son el tipo más importante, se pueden dividir en cuatro grupos de acuerdo con la naturaleza de la madera que se use: **madera dura**, **madera semidura**, **madera suave** y **herbáceas**.

En la propagación por estacas de tallo, se obtienen segmentos de ramas que contienen yemas terminales o laterales, con la expectativa de que en las condiciones apropiadas formarán raíces adventicias y se obtendrán plantas independientes.

Para lograr el enraizamiento satisfactorio de algunas plantas, pueden ser de gran importancia el tipo de madera y la etapa de crecimiento en que se tome para hacer las estacas, así como varios otros factores. En el Cap. 9 se proporciona información respecto a ellos, aunque gran parte de esos conocimientos pueden obtenerse con la experiencia que se adquiere al propagar plantas durante muchos años.

ESTACAS DE MADERA DURA (ESPECIES DECIDUAS)

Las estacas de madera dura son aquellas que se hacen de madera dura, madurada, después que se han caído las hojas y antes que aparezcan nuevos brotes en primavera. El uso de estacas de madera dura constituye uno de los métodos más baratos y fáciles de propagación vegetativa. Las estacas de madera dura son fáciles de preparar, no se echan a perder con facilidad, de ser necesario pueden ser enviadas a grandes distancias y durante el enraizamiento requieren poco o ningún equipo especial.

Debido al bajo costo de la propagación por estacas de madera dura, este método hace factible el establecimiento en praderas de huertos de alta densidad, formados con árboles precoces achaparrados, plantando varios millares por hectárea y en los cuales existe un interés considerable. Por ejemplo, algunas cultivares de durazno se pueden propagar con facilidad en gran escala empleando estacas de madera dura enraizadas. (11, 16)

Las estacas de madera dura se preparan durante la estación dormante, a fines del otoño, en invierno o a principios de primavera, usualmente de madera del crecimiento de la estación anterior, aunque en higuera, olivo y ciertas cultivares de ciruelo, se puede usar madera de dos años. Las estacas de madera dura se usan con más frecuencia en la propagación de plantas leñosas deciduas, aunque es posible propagar por estacas de madera dura sin hojas a ciertas especies siempreverdes de hoja ancha como el olivo. Muchos arbustos ornamentales deciduos se inician con facilidad usando estacas de este tipo. Algunos de los más comunes son el trueno, forsythia, wisteria, *Lagerstroemia indica*, y spiraea. Los patrones de rosal, como de *Rosa multiflora*, se propagan en grandes cantidades por estacas de madera dura, para injertarlos con cultivares de rosa. Unas cuantas especies de frutales se propagan comercialmente por este método; por ejemplo, la higuera, membrillero, olivo, morera, vid, grosella, *Ribes*, granado y algunos ciruelos; así como algunos árboles, tales como el sauce y el álamo.

El material de propagación para estacas de madera dura debe ser tomado de plantas madres sanas, de vigor moderado, que crezcan a plena luz solar. La madera escogida no debe proceder de crecimiento muy lozano con entrenudos anormalmente largos, o de ramas débiles, de poco crecimiento, del interior. La madera más adecuada es aquella de tamaño y vigor moderados. Las estacas deben tener una amplia provisión de nutrientes almacenados para alimentar a las raíces y ramas en desarrollo hasta que la nueva planta se vuelva autosuficiente. Las puntas de las ramas, que de ordinario tienen pocas reservas alimenticias, se descartan. Las mejores estacas se obtienen de las partes central y basal.

Las estacas de madera dura pueden ser de una longitud muy variable, de 10 a 75 cm. Las estacas largas, cuando se usan como patrones de árboles frutales, permiten insertar la yema de la cultivar en la rama original después de que ha enraizado, en vez de hacerlo en una rama más pequeña que salga de la estaca original.

La estaca debe tener cuando menos dos nudos. El corte basal de ordinario se hace justo abajo de un nudo y el superior de 1.5 a 2.5 cm arriba del otro nudo. Sin embargo, al preparar estacas de tallo de entrenudos cortos, por lo general, se presta poca atención a la posición del corte basal, en particular cuando las estacas se preparan en cantidades grandes y se cortan de cierto tamaño, muchas veces con una sierra cinta.

El diámetro de las estacas puede variar desde 0.6 hasta 2.5 cm y a veces hasta 5 cm, dependiendo de la especie. En la Fig. 10-1 se muestran tres tipos de estacas: "mazo", "talón" y "recta". La de mazo incluye una sección corta del tallo de madera vieja, mientras que la de talón sólo conserva una pequeña porción de la madera más vieja. La estaca recta, que no lleva madera vieja, es la más común y en la mayoría de los casos da resultados satisfactorios.

Fig. 10-1 Tipos de estacas de madera dura. *Izquierda:* recta, el tipo que se usa de ordinario. *Centro:* estacas de talón, en la que se retiene en la base una pequeña porción de la madera más vieja. *Derecha:* estacas de mazo. Se ha retenido una sección entera de la rama de madera más vieja.



En la Fig. 10-2 se muestran estacas de madera dura de membrillero, recién preparadas y después de un verano de crecimiento en vivero.

Donde resulta difícil distinguir entre la parte superior y la base de las estacas, es aconsejable hacer cortes inclinados en vez de horizontales. En operaciones en gran escala, se cortan manojos de material para la longitud deseada usando sierras cinta u otras cortadoras mecánicas en vez de hacerlo individualmente a mano (Fig. 10-3). En trabajos comerciales a gran escala, la plantación de las estacas se ha mecanizado, usando el equipo que se ilustra en la Fig. 10-4, pero para la plantación de un número reducido de ellas, el método que se muestra en la Fig. 10-5 es satisfactorio.



Fig. 10-2 *Izquierda:* estacas de madera dura de membrillero (*Cydonia oblonga*), preparadas y listas para ser plantadas en un vivero a la intemperie al inicio de la primavera. *Derecha:* estacas enraizadas después de un verano de crecimiento. Fuente: Univ. of Calif. Div. Agr. Sci. Leaflet 21103.



Fig. 10-3 Corte con sierra cinta de estacas de madera dura al tamaño deseado. Este método es mucho más rápido que preparar cada estaca individualmente y en muchos casos se obtienen resultados igualmente buenos.

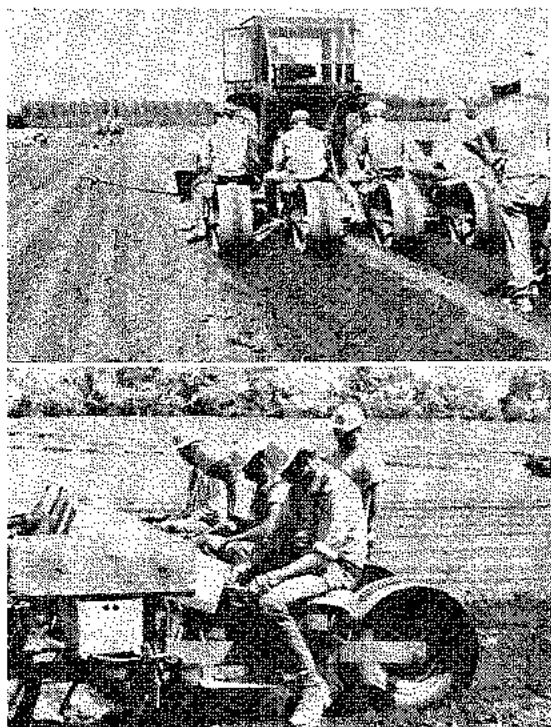


Fig. 10-4 Máquina para la plantación en gran escala de estacas de madera dura. Desarrollada en la Tree Nursery Divison, P. F. R. A., Indian Head, Saskatchewan, Canadá, principalmente para la propagación de sauces y álamos destinados a la formación de cortinas rompevientos. Con esta máquina de cuatro unidades se plantan de 10 a 12 mil estacas por hora. Cortesía del Canada Department of Regional Economic Expansion.

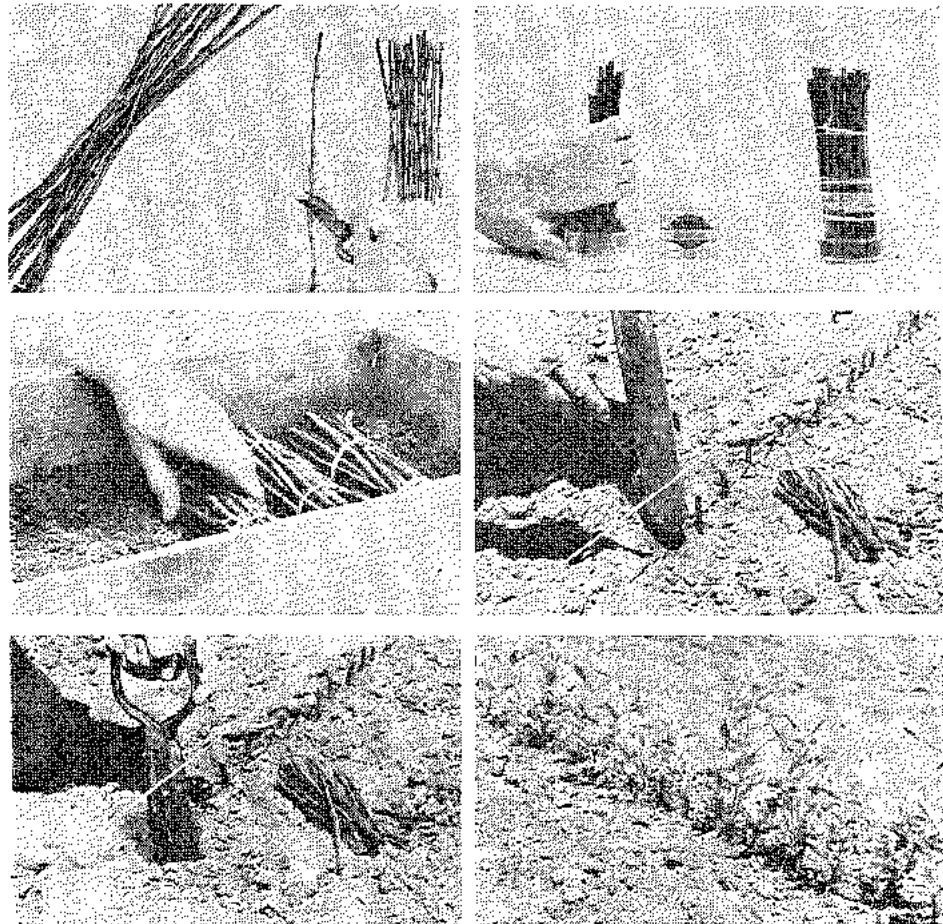


Fig. 10-5 Pasos en la obtención y plantado de estacas de madera. *Arriba, izquierda:* preparación de las estacas obteniéndolas de ramas de un año, dormantes y sin hojas. El tamaño común es de 15 a 20 cm y el corte basal, por lo general se hace justo abajo de un nudo. *Arriba, derecha:* tratamiento de las estacas con una sustancia estimuladora del enraice. A la izquierda, un manojo de estacas se está metiendo en una preparación comercial con talco. A la derecha se ilustra otro método. Los extremos basales de las estacas se remojan durante 24 h en una solución diluida de la sustancia. En plantas que enraizan con facilidad, el tratamiento no es necesario. *En medio, izquierda:* las estacas se pueden plantar de inmediato, pero en algunas especies antes de plantar es conveniente dejar encallecer las estacas por varias semanas, colocándolas en una caja con viruta o musgo turboso húmedos. *En medio, derecha:* plantando las estacas en el vivero. Un cuchillo (grueso y pesado de hoja plana) es una herramienta útil para insertar la estaca y al mismo tiempo apretar la tierra alrededor de la estaca que se plantó con anterioridad. *Abajo, izquierda:* las estacas se deben plantar separándolas entre sí de 8 a 10 cm y a profundidad suficiente para que sólo asome una yema sobre el terreno. El terreno más adecuado para iniciar estacas de madera dura es un migajón arenoso suelto. *Abajo, derecha:* varias semanas después de la plantación, las estacas empiezan a crecer. Si no llueve, se les debe regar con frecuencia y se deben quitar las malezas.

Para la preparación y manejo de las estacas antes de plantarlas existen varios métodos de uso común:

Encallecimiento en el invierno. Durante la estación de reposo se preparan las estacas de tamaño uniforme, atándolas con bandas de caucho en haces de tamaño adecuado, colocando todas las puntas (extremo superior) hacia el mismo lado y se almacenan en condiciones húmedas y frías hasta la primavera. Los manojos de estacas se pueden enterrar a la intemperie en un suelo arenoso, en arena o serrín, en un sitio bien drenado. Se les puede colocar en posición horizontal o vertical pero en sentido invertido, teniendo cuidado que el extremo basal quede unos centímetros más abajo del nivel del suelo, con lo cual se logra que los extremos basales estén en condiciones algo más calientes y mejor aerados que los extremos superiores. Este procedimiento tiende a estimular la iniciación de raíces en la base, mientras que retarda el desarrollo de las yemas en la punta. Al llegar en la primavera la época de plantarlas, se desentierran los manojos y se plantan con la orientación correcta. En regiones con invierno benigno, a menudo los manojos de estacas se almacenan durante el periodo de encallecimiento en grandes cajas con arena, serrín o musgo turboso húmedos, ya sea en un cuarto sin calefacción o a la intemperie. Sin embargo, es probable que en regiones con temperaturas invernales a cero, esta forma de almacenamiento no proporcione protección suficiente a las estacas. En esos climas, un sótano frío, pero con temperatura superior a cero resulta satisfactorio. Si se dispone de cuartos refrigerados, las estacas se pueden almacenar sin riesgo durante el periodo de encallecimiento a temperaturas de alrededor de 4.5 °C hasta que llegue el tiempo de plantarlas.

Plantación directa en primavera. En especies que enraizan con facilidad, a menudo es suficiente coleccionar el material para estacas durante la estación de reposo, envolverlo en papel grueso o en polietileno con musgo turboso ligeramente húmedo y almacenarlo a temperaturas de 0 a 4.5 °C hasta la primavera. Durante el almacenamiento no se debe permitir que el material para estacas se seque o esté húmedo en exceso. En la época de plantación, se cortan las estacas al tamaño adecuado y se plantan en el vivero.

El material para estacas almacenado se debe examinar con frecuencia. Si aparecen señales de desarrollo de yemas, se deben usar temperaturas de almacenamiento más bajas y plantarse sin demora. Si para cuando se planten las estacas las yemas ya están muy desarrolladas, se formarán hojas antes de que aparezcan las raíces y las estacas morirán debido a la pérdida de agua por las hojas.

Plantación directa en otoño. En regiones de invierno benigno, es posible hacer las estacas en otoño y plantarlas de inmediato en el vivero. Es posible que el encallecimiento y hasta el enraizado se efectúen antes de que se inicie la estación de reposo o bien que la formación de raíces y ramas se haga de manera simultánea en la primavera siguiente. Usando este método se ha logrado hacer enraizar con éxito estacas de madera dura de durazno y de híbridos de durazno X almendro, siempre que antes de plantarlas se les trate con ácido indolbutírico y captano. (16) Las estacas plantadas en el otoño pueden ser dañadas por los roedores y, a menos que se apliquen herbicidas, puede haber un crecimiento considerable de malezas.

Encallecimiento con temperaturas cálidas. Tómense las estacas en el otoño mientras que las yemas estén ya, o por entrar, en el "periodo de reposo", trátense con alguna sustancia estimuladora del enraizamiento y luego almacénense en condiciones húmedas a temperaturas relativamente cálidas, de 18 a 21 °C, durante 3 a 5 semanas, para estimular el enraizamiento; después de ello, en climas benignos plántense en el vivero o manténgase en almacén frío (2 a

4.5 °C) hasta la primavera. Experimentalmente, se ha obtenido un buen enraizamiento de estacas de madera dura de peral cuando se dejaron encallecer (e iniciar las raíces) mientras las yemas estaban bajo la influencia del "reposo" y no habían empezado a crecer y a competir por las reservas alimenticias de las estacas. (1)

Encallecimiento con calor en el fondo. Este método ha resultado exitoso en especies difíciles de hacer enraizar, como patrones para manzano, peral y ciruelo. Las estacas se colectan, ya sea en el otoño o a fines del invierno, tratando los extremos basales con sustancias estimuladoras del enraizamiento (IBA a razón de 2500 a 5000 ppm) y colocándolas luego con las puntas hacia arriba durante unas 4 semanas en material de empaque húmedo, con calor en el fondo, de 18 a 21 °C, pero dejando la parte superior expuesta a las frías temperaturas de la intemperie. Es mejor hacer este trabajo en un galpón techado, pero abierto, para proteger al material de la humedad excesiva de las lluvias. La East Malling Research Station de Inglaterra ha desarrollado, (25, 26, 27) procedimientos comerciales, como se muestra en la Fig. 10-6 para propagar por este método diferentes clases de plantas. Las estacas se deben trasplantar antes que comience el crecimiento de las yemas, lo cual de ordinario se hace cuando empiezan a emerger las raíces. Para prevenir la pudrición es de importancia evitar aplicar agua en exceso a la composta de enraizamiento. En tanto se proporcione el estímulo correcto, no es esencial esperar la emergencia de las raíces para efectuar el trasplante.

Probablemente, este procedimiento se adapta mejor a regiones que tienen inviernos relativamente benignos. (17, 18, 25) Cuando las condiciones del suelo o del tiempo no son adecuados para plantar después de que se han vuelto visibles las raíces, ha dado buenos resultados dejar las estacas en la cama sin disturbarlas, suspender el calor del fondo y luego plantarlas en el vivero cuando las condiciones se tornen adecuadas. (5)

Almacenamiento en bolsa de plástico. Las estacas de madera dura se toman durante la estación de reposo, se sumergen las bases durante unos segundos en un material estimulador del enraizamiento, como IBA a razón de 2000 ppm, y se sellan en bolsas de polietileno, las cuales se colocan en la oscuridad a una temperatura de alrededor de 10 °C. En estudios efectuados con esta técnica empleando estacas de madera dura de durazno, después de unos 50 días se obtuvo del 85 al 100% de enraizamiento. (46) Aunque con este método se puede obtener un elevado porcentaje de enraizamiento puede resultar difícil obtener la supervivencia de las estacas después del trasplante.

ESTACAS DE MADERA DURA (ESPECIES SIEMPREVERDES DE HOJA ANGOSTA)

Las estacas de especies siempreverdes de hoja angosta se deben hacer enraizar en condiciones que prevengan un secamiento excesivo, ya que de ordinario son lentas para enraizar, tardando a veces desde varios meses hasta un año. Algunas especies enraizan mucho más pronto que otras. En general, las especies de *Chamaecyparis*, *Tuja* y *Juniperus* rastretos enraizan con facilidad y los tejos (*Taxus* spp) bastante bien, mientras los enebros erectos, los pinabetes (*Picea* spp.), los abetos (*Abies* spp.) y los pinos (*Pinus* spp.) lo hacen con mayor dificultad. Además, existe entre las especies de esos géneros una variabilidad considerable respecto a la facilidad de enraizamiento de las estacas. Debido al factor de juvenilidad, las estacas tomadas de plantas madres jóvenes procedentes de semilla enraizan más fácil que aquellas tomadas de árboles más viejos. El tratamiento con sustancias estimuladoras del enraizamiento, en particular el ácido indolbutírico en concentraciones relativamente elevadas, por lo general, es beneficioso para

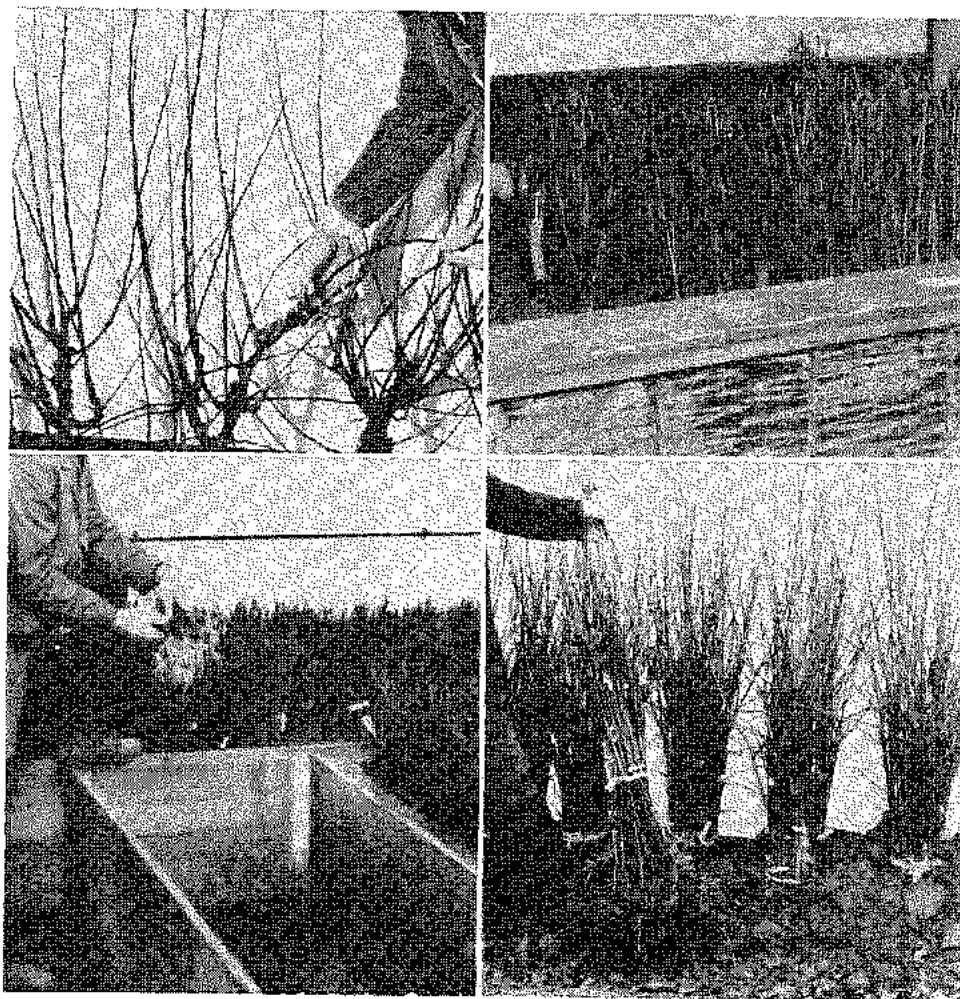


Fig. 10-6 Pasos en la propagación por estacas de madera dura empleando la técnica de calor en el fondo en materiales que enraizan con dificultad. *Arriba, izquierda:* obtención de estacas del manzano "M 26" de setos vigorosos, sometidos a poda fuerte, cortando brotes de un año en su base. *Arriba, derecha:* estacas de 60 cm de largo insertadas (después de tratarlas con IBA) a una profundidad de 25 cm en cajones aislados, llenados con un abono para enraizamiento (mitad musgo turboso grueso y mitad cascajo: grava de 4.8 mm y arena lavada), mantenido a 21 °C. Los cajones se colocan en un lugar frío para retardar el desarrollo de las yemas. *Abajo, izquierda:* desarrollo de las raíces después de seis semanas (mostrado aquí en estacas de ciruelo). *Abajo, derecha:* patrones de madera dura de manzanos ("M 26", "M 106", "MM 111") después de una estación de crecimiento en el vivero. Fotografías cortesía de la East Malling Research Station, Inglaterra.

aumentar la prontitud del enraizamiento, el porcentaje de estacas enraizadas y la obtención de sistemas radicales más abundantes.

La mejor época para tomar estacas de plantas siempreverdes de hoja angosta es entre fines de otoño y fines de invierno (véase Fig. 9-21). Es importante que después de tomar el material de

Fig. 10-7 Estacas de plantas siempreverdes de hoja angosta. Arriba: estacas de enebro listas para insertar en el medio. Abajo: estacas enraizadas. Fuente: Hartmann, H. T., W. J. Flocker y A. M. Kofranek, 1981. *Plant science*. Englewood Cliffs, N. J.: Prentice-Hall.



la planta madre se le maneje con prontitud. Las estacas enraizan mejor en un invernadero con intensidad de luz relativamente alta y condiciones de humedad elevadas o con una niebla muy ligera, sin mojar las hojas en abundancia. Se han obtenido buenos resultados proporcionando en el fondo una temperatura de 24 a 26.5 °C. La inmersión de las estacas en un fungicida ayuda a prevenir los ataques de enfermedades. La arena sola resulta satisfactoria como medio de enraice, al igual que una mezcla 1:1 de perlita y musgo turboso. Algunas estacas individuales enraizan con más lentitud que otras, pudiendo volverse a insertar en el medio, en donde finalmente producen raíces.

El tipo de madera que debe usarse para hacer las estacas varía en forma considerable según la especie que se vaya a hacer enraizar. Como se muestra en la Fig. 10-7, las estacas se hacen de unos 10 a 20 cm de largo, quitando todas las hojas de la mitad inferior. Por lo general, se utilizan las ramas terminales maduras del crecimiento de la estación anterior. En muchos casos, como con *Juniperus chinensis* "Pfitzeriana", también se puede usar madera más vieja y gruesa, obteniendo con ello plantas de mayor tamaño al enraizar. Por otra parte, algunos viveristas usan estacas pequeñas de puntas, de 5 a 7 cm de largo, colocadas muy juntas en una caja para su enraizamiento. En algunas especies, como en *Juniperus excelsa*, el crecimiento más viejo tomado de los lados y de las partes bajas de las plantas madres enraiza mejor que las puntas más succulentas. Las estacas de *Taxus* enraizan mejor si se toman con un trozo de madera vieja en la base, estando menos expuestas a los ataques de hongos. (58) En algunas especies de plantas siempreverdes de hoja angosta, cierto tipo de lesionado basal a menudo es benéfico para inducir el enraizamiento.



Fig. 10-8 Estacas de madera semidura ilustradas con euonymus. *Izquierda:* estacas de madera parcialmente madurada en verano preparadas para enraizamiento. *Derecha:* estacas enraizadas.

ESTACAS DE MADERA SEMIDURA

Las estacas de madera semiduras son obtenidas de especies leñosas, siempreverdes, de hoja ancha, pero las estacas foliosas de verano tomadas de madera parcialmente madurada de plantas deciduas también pueden considerarse como de madera semidura. Las estacas de especies siempreverdes de hoja ancha, por lo general, se toman en el verano de ramas nuevas, justo después de que ha habido un periodo de crecimiento y la madera está parcialmente madura. Muchos arbustos ornamentales, como camelia, pittosporum, rododendros, euonymus, azaleas siempreverdes y acebo, por lo común son propagados por estacas de madera semidura. También algunas especies de frutales, como los cítricos y el olivo pueden propagarse en esta forma.

Las estacas se hacen de 7.5 a 15 cm de largo, reteniendo hojas en la parte superior, como se muestra en la Fig. 10-8. Si las hojas son muy grandes deben reducirse en tamaño para disminuir la pérdida de agua y permitir un menor espaciado en las camas de cultivo. Con frecuencia se usan puntas de las ramas para hacer estacas, pero las partes basales del tallo también enraizan. El corte basal de ordinario se hace justamente debajo de un nudo. La madera para estacas debe obtenerse en las primeras horas de la mañana, cuando los tallos estén turgentes y mantenerse envueltos en tela de manila húmeda, limpia, o colocarse en bolsas de polietileno grandes. Se deben proteger del sol todo el tiempo, hasta que se hagan las estacas.

Es necesario que las estacas con hojas se hagan enraizar en condiciones que mantengan al mínimo las pérdidas de agua de las hojas. Comercialmente se les hace enraizar bajo aspersiones de niebla intermitentes o, en climas fríos y húmedos, debajo de películas de polietileno colocadas sobre las estacas. También resultan beneficiosos el calor en el fondo y los tratamientos con reguladores del crecimiento. Se obtienen resultados satisfactorios con medios de enraizamiento como mezclas 1:1 de perlita y musgo turboso o de perlita y vermiculita.

ESTACAS DE MADERA SUAVE

Las estacas preparadas de crecimiento suave, nuevo, succulento, de primavera, de especies deciduas o siempreverdes pueden clasificarse propiamente como estacas de madera suave. Muchos arbustos ornamentales leñosos se pueden iniciar con estacas de este tipo. Como ejemplos pue-



Fig. 10-9 Estacas de madera suave de varias especies ornamentales. Arriba: estacas preparadas en primavera de ramos jóvenes. Abajo: estacas enraizadas. De izquierda a derecha: *Myrtus*, *Pyracantha*, *Oleander* y *Hebe*.

den citarse las lilas híbridas francesas, *forsythia*, *magnolia*, *weigela* y *spiraea*. En la Fig. 10-9 se presentan otros ejemplos. Algunos árboles ornamentales deciduos, como los arces, también se puede iniciar en esta forma. Aunque no es común propagar especies frutales por estacas de madera suave, las de manzano, durazno, peral, ciruelo, albaricoque y cerezo enraizan, en especial bajo niebla.

Las estacas de madera suave, por lo general, enraizan con mayor facilidad y rapidez que las de otros tipos, pero requieren más atención y equipo. A las estacas de este tipo siempre se les dejan algunas hojas. Por tanto, se les debe manejar con cuidado para impedir que se sequen y deben hacerse enraizar en condiciones que impidan pérdidas excesivas de agua por las hojas. En la mayoría de las especies, durante el enraizamiento se debe mantener en la base de las estacas una temperatura de 23 a 27 °C; y de 21 °C en las hojas. En la mayoría de los casos, las estacas de madera suave producen raíces en un lapso de 2 a 5 semanas. En general, responden bien al tratamiento con sustancias que estimulan el enraizamiento.

Al hacer estacas de madera suave es importante obtener de la planta madre el material adecuado, aunque éste varía grandemente según la especie que se trate. Sin embargo, las ramas tiernas, suaves, de crecimiento rápido no son convenientes, ya que es posible que se deterioren antes de enraizar. En el otro extremo, los tallos leñosos viejos enraizan con dificultad o también sólo pueden dejar caer sus hojas y no hacerlo. El mejor material para estacas tiene cierto grado de flexibilidad, pero está lo suficiente maduro para romperse cuando se dobla demasiado. Se deben evitar las ramas débiles, delgadas interiores así como vigorosas, anormalmente gruesas o pesadas. El material más conveniente es el de ramas laterales de la planta madre. Despuntando las ramas principales, de ordinario se fuerza el crecimiento de numerosos brotes laterales de los cuales se pueden obtener estacas, madera suave, de 7 a 12 cm de largo con dos o más nudos. El corte basal de ordinario se hace justo abajo de un nudo. Se quitan las hojas de la

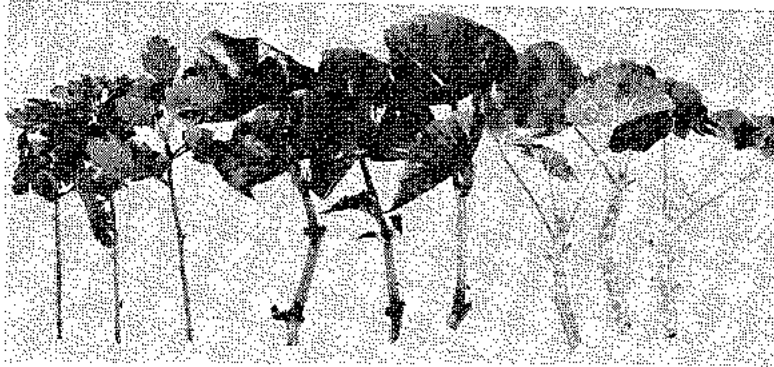


Fig. 10-10 Estacas herbáceas típicas. De izquierda a derecha: crisantemos, begonias y geranios. En plantas de hojas grandes, como las begonias, a menudo es necesario recortar algunas hojas para evitar el marchitamiento y conservar el espacio en la cama de propagación.

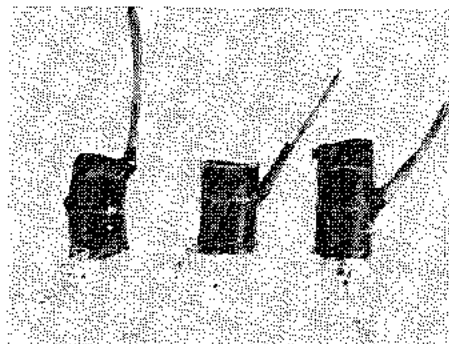
porción inferior de la estaca y se retienen las superiores. Las hojas grandes deben reducirse de tamaño para disminuir la tasa de transpiración y ocupar menos espacio en la cama de propagación. Todas las flores o yemas florales deben removerse. En algunos viveros en donde se prepara una cantidad considerable de estacas, los manojos se cortan con rapidez a un tamaño uniforme usando cizallas para papel.

Es mejor recoger el material temprano en el día y se le debe mantener todo el tiempo fresco y turgente, envolviéndolo en tela de manila o colocándolas en bolsas de polietileno (puestas al abrigo del sol). La exposición del material preparado o de las estacas al sol aun por unos cuantos minutos causa serios daños. No es conveniente remojar el material o las estacas en agua para conservarlos frescos.

ESTACAS HERBÁCEAS

Las estacas herbáceas se hacen de plantas herbáceas, suculentas, como geranios, crisantemos, coles o claveles. Son de 7 a 12 cm de largo, reteniendo hojas en la parte superior, como se muestra en la Fig. 10-10, o sin hojas (Fig. 10-11). La mayoría de los cultivos florales se propa-

Fig. 10-11 Un tipo de estaca de tallo formado sólo por un trazo de tallo sin hojas, usado en la propagación de la planta monocotiledónea *Diefenbachia picta*. Junto con la formación de raíces adventicias, las yemas latentes se desarrollan a formar tallos.



gan por estacas herbáceas que enraizan con facilidad. Se les hace enraizar en las mismas condiciones que a las estacas de madera suave, necesitando humedad elevada. El calor en el fondo también ayuda. En condiciones apropiadas, el enraizamiento es rápido y con altos porcentajes. Aunque de ordinario no se necesitan sustancias estimuladoras del enraizamiento, con frecuencia se les usa para obtener uniformidad en el enraice y el desarrollo de un sistema radical abundante. Las estacas herbáceas de algunas plantas que exudan una savia pegajosa, como geranio, piña o cactus, enraizan mejor si antes de insertarlas en el medio se les deja secar una hora. Esta práctica tiende a prevenir la entrada de organismos que ocasionan pudrición de la estaca.

Estacas de hoja

En las estacas de hoja, para iniciar plantas nuevas se utiliza el limbo de la hoja o el del pecíolo. En la base de la hoja se forman raíces y un tallo adventicio que se desarrollan para formar la nueva planta, de la cual no forma parte la hoja original.

Un tipo de propagación por estacas de hoja se ilustra con *Sansevieria*. Las hojas largas, ensiformes, se cortan en secciones de 7 a 10 cm de largo, como se muestra en la Fig. 10-12. Estas porciones se entierran hasta tres cuartas partes de su longitud en arena, y después de un tiempo se forma una nueva planta en la base de la hoja, desintegrándose la estaca original. La forma variegada de *Sansevieria*, *S. trifasciata laurenti*, es un ejemplo de quimera periclinal que no se reproduce con fidelidad al tipo por estacas de hoja. Para que retenga sus características debe propagarse por división de la planta original.

Al iniciar por estacas de hojas plantas con hojas carnosas, como las de *Begonia rex*, se hacen cortes en las venas, en el envés de la hoja madura, la cual luego se coloca plana en la superficie del medio de propagación. La hoja se fija o se mantiene en contacto con el medio en alguna forma, dejando expuesto hacia arriba el haz de la misma. Después de cierto tiempo de estar en

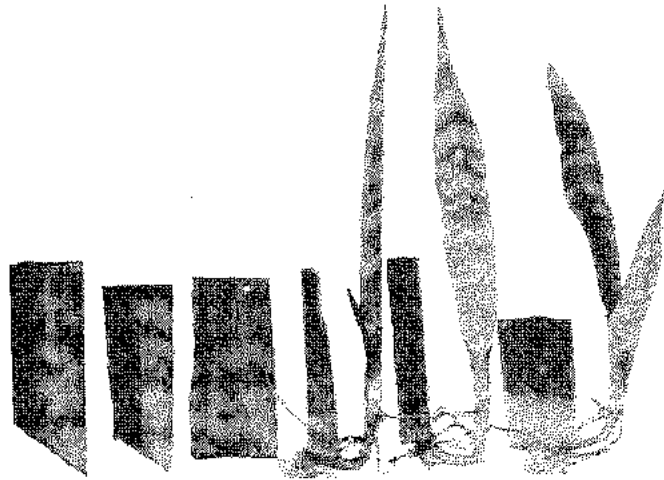
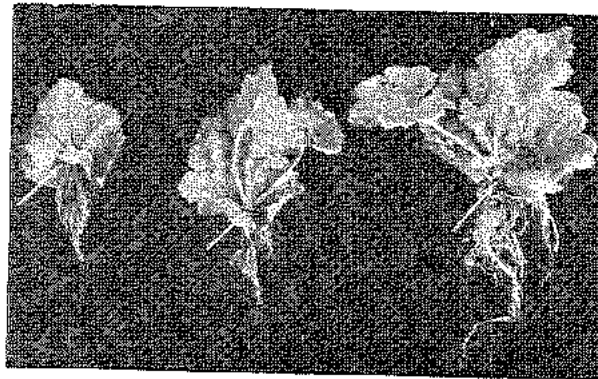


Fig. 10-12 Estacas de hoja de *Sansevieria*. Izquierda: las hojas gruesas y coriáceas se cortan en trozos de 7 a 10 cm de largo. Para evitar que se trate de enraizar en posición invertida, el extremo basal se puede marcar con un corte inclinado, como se muestra en dos de las estacas. Derecha: desarrollo de la planta. La estaca original no se vuelve parte de la nueva planta.

Fig. 10-13 Estacas de hoja de *Tolmiea menziesii*. La hoja madre grande (que está debajo) se coloca para su enraizamiento sobre un medio de enraice húmedo y en un sitio húmedo. Las plantas nuevas (flechas) se originan en la unión de la lámina foliar con el pecíolo.



condiciones húmedas, se forman nuevas plantas en el punto en que se cortó cada vena. La lámina foliar vieja se desintegra poco a poco.

Otro método, que a veces se usa con begonias de raíz fibrosa, consiste en cortar hojas grandes y bien maduras en secciones triangulares, en cada una de las cuales haya una vena grande. El borde superior delgado de la hoja se descarta. Esas porciones de hoja se insertan en la arena en posición vertical con la punta hacia abajo. La nueva planta se desarrolla de la vena grande que está en la base de la hoja.

Las plantas nuevas emergen de las hojas de diversas formas. Un ejemplo interesante se ilustra en la Fig. 10-13, en donde la nueva planta se desarrolla en el punto de unión de la lámina y el pecíolo, cuando la hoja todavía está creciendo en la planta madre.

La violeta africana (*Saintpaulia*), es una planta típica en que las estacas se pueden iniciar de una hoja entera (la lámina y el pecíolo), de la lámina sola o de sólo una parte de ésta. La nueva planta se forma en la base del pecíolo o en la vena central de la lámina foliar (véanse Figs. 10-14 y 10-15).

En la Fig. 10-16 se ilustra un tipo poco común de estaca de hoja, en el cual en el margen de la hoja se originan muchas plantas nuevas. La hoja madre finalmente se desintegra.

Las estacas de hoja se deben hacer enraizar en las mismas condiciones de humedad elevada usadas para estacas de madera suave o herbáceas. La aplicación de sustancias estimuladoras del enraizamiento de ordinario resulta útil.

Fig. 10-14 Estacas de hoja de violeta africana (*Saintpaulia*). Izquierda: cada estaca consiste en una lámina foliar y el pecíolo. Derecha: estacas foliares enraizadas. En la base del pecíolo se forman una o más plantas nuevas. La hoja original se puede cortar y volver a usar para enraizarla.

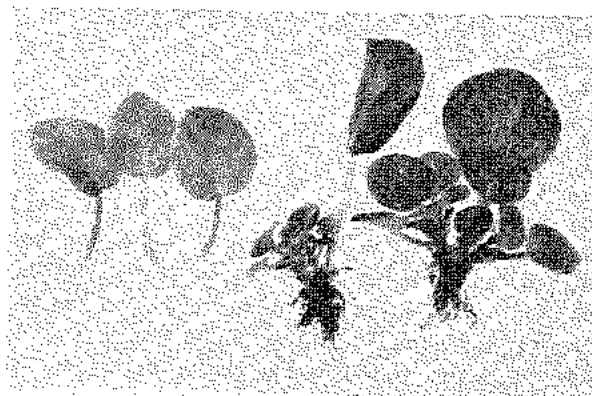


Fig. 10-15 Inserción de estacas foliares de violeta africana en el medio de enraizamiento.

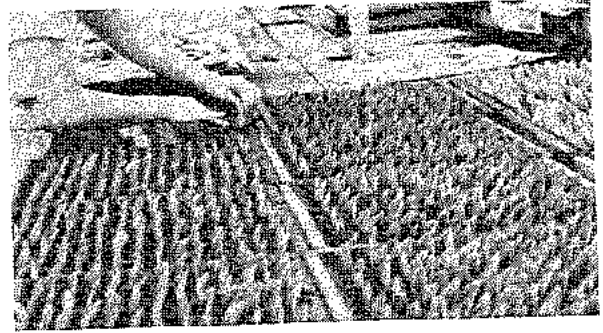
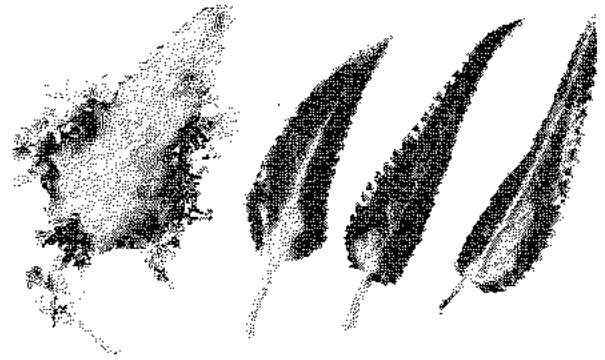


Fig. 10-16 Estacas foliares de *Kalanchoe pinnata* (*Bryophyllum pinnata*). Izquierda: nuevas plantas que se están desarrollando de los "embriones" foliares en el margen de la hoja. Derecha: hojas listas para colocarse en forma plana en el medio de enraizamiento. Se les debe cubrir parcialmente o fijarlas de manera que el margen de la hoja quede en estrecho contacto con el medio de enraice.



Estacas de hoja con yema

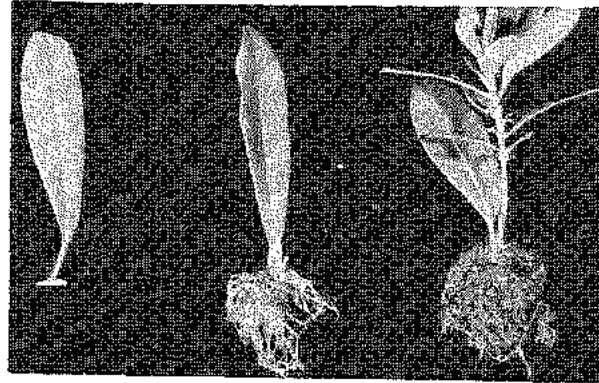
Una estaca de hoja con yema consiste en la lámina de una hoja, el pecíolo y una corta porción del tallo que lleva una yema axilar (Fig. 10-7).

Estas estacas son en especial valiosas en plantas en las cuales de las hojas separadas se inician raíces adventicias pero no tallos. La yema axilar que está en la base del pecíolo da origen al nuevo brote. Ciertas plantas, como la frambuesa negra (*Rubus occidentalis*), zarzamora, boy-senberry, limonero, camelia y rododendro se inician con facilidad por estacas foliares con yema, así como también muchos arbustos tropicales y la mayoría de las plantas herbáceas de invernadero que de ordinario se propagan por estacas de tallo. Aparentemente, la frambuesa roja (*Rubus idaeus*) no se reproduce en esta forma.

Las estacas de hoja con yema resultan en particular valiosas cuando el material de propagación es escaso debido a que con la misma cantidad de material materno se puede obtener el doble de plantas nuevas que si se hicieran estacas de tallos. Cada nudo puede utilizarse para una estaca. En plantas con hojas opuestas, de cada nudo pueden obtenerse dos estacas de hoja con yema. Las estacas de hoja con yema se obtienen mejor de material que tenga yemas bien desarrolladas y hojas sanas que estén creciendo activamente.

El tratamiento de las superficies cortadas con alguna de las sustancias que estimulan el enraizamiento, debe ayudar a la producción de raíces. Las estacas se insertan en el medio de enraizamiento, colocando la yema a una profundidad de 1.5 a 2.5 cm en el medio de enraice. La humedad elevada resulta esencial y el calor en el fondo es conveniente para lograr un enraizamiento rápido. La arena o la arena con musgo turboso en proporción de 1:1 son medios satisfactorios para el enraizamiento de estacas de hoja con yema.

Fig. 10-17 Estaca de hoja con yema usada en la propagación de rododendros. *Izquierda:* estaca preparada. *Centro:* desarrollo de las raíces después de varias semanas. *Derecha:* aspecto del cepellón (nuevas raíces) y del nuevo tallo después de cinco meses. Cortesía de H. T. Skinner.



Estacas de raíz

Con estacas de este tipo, los mejores resultados pueden esperarse si las secciones de raíz se toman de plantas madres jóvenes a fines del invierno o temprano en primavera, cuando las raíces están bien provistas de alimentos almacenados, pero antes de que se inicie el nuevo crecimiento. Se debe evitar tomar las estacas en la primavera, cuando la planta madre está desarrollando con rapidez nuevas ramas. Las estacas de raíz de amapola oriental (*Papaver orientale*) se deben tomar a mediados del verano, que es el periodo de reposo de esta especie.

La obtención de estacas de raíz en cantidades grandes puede resultar bastante laboriosa a menos que se recorten las raíces de las plantas de vivero al sacarlas.

En las estacas de raíz es importante que al plantarlas se mantenga la polaridad correcta. Para evitar plantarlas invertidas, se puede hacer un corte recto en el extremo proximal (el más cercano a la corona de la planta) y un corte inclinado en el extremo distal (el más alejado de la corona). Las estacas de raíz siempre se deben plantar con el extremo proximal hacia arriba. Al hacer la plantación se inserta la estaca en posición vertical, de modo que el extremo superior quede justo al nivel del suelo. Sin embargo, en muchas especies resulta igualmente satisfactorio plantar las estacas en posición horizontal, a una profundidad de 2.5 a 5 cm (Fig. 10-18), evitando con ello la posibilidad de plantarlas invertidas.



Fig. 10-18 Propagación por estacas de raíz. *Izquierda:* secciones de raíz de *Armoracia rusticana* (raíz picante) plantadas horizontalmente. *Derecha:* secciones de raíz de manzano (*Malus pumila*) plantadas en forma vertical. Las yemas adventicias que se originan de la sección de raíz, forman el nuevo sistema radical.

Si se emplean estacas de raíz para propagar quimera con follaje variegado como en algunas *Aralias* y *Pelargoniums* las nuevas plantas pierden la forma variegada.

La propagación por estacas es muy simple, pero el tamaño de la raíz que se esté propagando será el que indique el mejor procedimiento a seguir.

PLANTAS CON RAÍCES PEQUEÑAS Y DELICADAS

Las estacas de raíz de plantas de este tipo se inician en invernadero o cama caliente, en charolas o cajas de arena o suelo finamente cribado. Las raíces se cortan en porciones pequeñas, de 2.5 a 5 cm de largo, y se distribuyen en posición horizontal en la superficie del suelo, cubriéndolas con una capa de 1.5 cm de arena o suelo finos. Después de regarlas se cubren hasta su prendimiento con película de polietileno o un vidrio para evitar que se sequen. Las cajas se colocan en un lugar sombreado. Después de que las plantas estén bien formadas, se les puede trasplantar a otras cajas o a los surcos del vivero.

PLANTAS CON RAÍCES ALGO CARNOSAS

Las estacas de plantas de raíces carnosas se inician mejor en una caja de suelo arenoso, en invernadero o cama caliente. Las secciones de raíz deben tener de 5 a 7.5 cm de largo y plantarse verticalmente, cuidando que la polaridad sea la correcta. Las nuevas raíces adventicias se deben formar con rapidez, y tan pronto como las plantas se encuentren bien establecidas y con buen desarrollo radical se les puede trasplantar.

PLANTAS CON RAÍCES GRANDES, PROPAGADAS A LA INTEMPERIE

Se hacen estacas grandes, de 5 a 15 cm de largo. Se les ata en manojos, cuidando de que los extremos queden todos en la misma posición para evitar que después se planten invertidas. Las estacas se colocan en cajas con arena, serrín o musgo turboso húmedos y durante unas 3 semanas se les conserva a unos 4.5 °C. Después de esto, se les planta a una distancia de 5 a 7.5 cm entre sí en suelo de vivero bien preparado, dejando la parte superior de las estacas a nivel del suelo o apenas un poco más abajo.

La tabla 10-1 enlista especies que pueden propagarse mediante estacas de raíz. (9, 12, 42, 50)

PLANTAS MADRES: FUENTES DE MATERIAL PARA ESTACAS

En la propagación por estacas es de gran importancia la fuente u origen del material. (3) Las plantas madres, de las cuales se obtengan, deben poseer las siguientes características:

1. Ser fieles al nombre y tipo.
2. Estar libres de enfermedades de plagas.
3. Encontrarse en el estado fisiológico adecuado, de manera que las estacas que se tomen de ellas tengan probabilidades de enraizar.

Tabla 10-1 Algunas especies que se pueden propagar por estacas de raíz.

<i>Actinidia chinensis</i> (Uva crespa china)	<i>Phlox spp.</i> (Phlox)
<i>Aesculus paviflora</i> (castaño escobillón)	<i>Plumbago spp.</i> (plúmbago)
<i>Ailanthus altissima</i> (árbol del cielo)	<i>Populus alba</i> (álamo blanco)
<i>Albizia julibrissin</i> (árbol de seda)	<i>Populus tremula</i> (álamo europeo)
<i>Aralia spinosa</i> (bastón del diablo)	<i>Populus tremuloides</i> (álamo temblón)
<i>Artocarpus altilis</i> (árbol del pan)	<i>Prunus glandulosa</i> (almendro de flor enano)
<i>Broussonetia papyrifera</i> (morena de papel)	<i>Pyrus calleryana</i> (peral oriental)
<i>Campsis radicans</i> (trompeta de enredadera)	<i>Rhus copallina</i> (zumaque brillante)
<i>Celastrus scandens</i> (Celastrus)	<i>Rhus glabra</i> (zumaque liso)
<i>Chaenomeles japonica</i> (membrillero de flor japonés)	<i>Rhus typhina</i> (Zumaque)
<i>Clerodendrum trichosomum</i> (Clerodendron)	<i>Robinia hispida</i> (acacia rosa)
<i>Comptonia peregrina</i> (helecho oloroso)	<i>Robinia pseudoacacia</i> (acacia falsa)
<i>Daphne genkwa</i> (Daphne)	<i>Rosa blanda</i> (rosal)
<i>Eschscholzia californica</i> (amapola de California)	<i>Rosa nitida</i> (rosal)
<i>Koeleruteria paniculata</i> (árbol de la lluvia de oro)	<i>Rosa virginiana</i> (rosa)
<i>Ficus carica</i> (higuera)	<i>Rubus spp.</i> (zarzamora, frambuesa)
<i>Malus spp.</i> (manzano, manzano silvestre de flor)	<i>Sassafras albidum</i> (sasafrás)
<i>Myrica pennsylvanica</i> (Myrica)	<i>Sophora japonica</i> (árbol de pagoda japonés)
<i>Papaver orientale</i> (amapola oriental)	<i>Springa vulgaris</i> (lila)
	<i>Ulmus carpinifolia</i> (olmo de hoja lisa)

Para obtener el material apropiado para estacas existen varias fuentes posibles:

1. De plantas que crecen en el paisaje, en parques, alrededor de las casas o edificios, o en estado silvestre. Para los viveristas que propagan plantas para venta, esta fuente puede ser riesgosa. Aunque es posible que se conozca bien la especie, es probable que la identificación de la cultivar no sea segura y se base en suposiciones. Además, existe la posibilidad de que esas plantas estén atacadas por enfermedades virósas, fungosas o bacterianas que después pueden aparecer en las estacas enraizadas o en las plantas de vivero.
2. Los recortes de plantas jóvenes de vivero que se obtienen al podarlas y darles forma. Muchos viveros usan estos recortes como la fuente principal de su material para estacas. Sin embargo, en ocasiones la poda no se hace en la época apropiada para enraizarlas y hay necesidad de almacenar las estacas obtenidas. Debido a que las plantas jóvenes de vivero a menudo son difíciles de identificar con precisión, un error en el etiquetado puede ocasionar que se propague e identifique en forma inadecuada a un gran número de plantas sin que nadie se percate del error sino hasta que éstas llegan a su madurez.
3. Plantas madres mantenidas como fuente de material para estacas. Aunque esas plantas es posible que ocupen espacio valioso, son la fuente ideal del material para estacas dado que se puede determinar con precisión la historia e identidad de cada planta madre, es posible controlar su estado de sanidad y mantener su grado adecuado de nutrición y vigor.

MEDIOS PARA ENRAIZAMIENTO

Las estacas de muchas especies de plantas enraizan con facilidad en una gran diversidad de medios, pero en aquellas que lo hacen con dificultad puede tener gran influencia el tipo de medio de enraice que se use, no solamente en el porcentaje de estacas enraizadas sino también en la calidad del sistema radical formado. (29)

La combinación de algunos de los materiales que se enumeran a continuación con frecuencia dan mejores resultados que el empleo de cualquiera de ellos solo. Para determinar la mejor mezcla de enraizamiento, se aconseja experimentar con las plantas que se van a propagar en las condiciones ambientales disponibles. (Las mezclas para enraizamiento se tratan con detalle en el Cap. 2.)

Suelo. De ordinario se usa suelo para plantar estacas de madera dura de especies deciduas y estacas de raíz. Un miguajón arenoso bien aerado es preferible a un suelo arcilloso pesado, ya que en el primero se obtiene un porcentaje mayor de enraizamiento, con raíces de mejor calidad. También, en suelos más ligeros, arenosos, las estacas se pueden plantar más temprano y, una vez enraizadas, se pueden sacar mucho antes, después de las lluvias, que cuando se utilizan suelos más pesados. El suelo del vivero debe estar libre de nematodos, verticilos y agalla de la corona. Los nematodos se pueden eliminar con efectividad tratando el suelo antes de la siembra con algún fumigante como D-D (dicloropropeno-dicloropropano). Esto requiere que después de la aplicación se dejen transcurrir unas 3 o 4 semanas, para que el fumigante se disipe. (36) El suelo no se considera un medio adecuado para el enraizamiento de estacas de tipo más suculento, como las de madera semidura y suave, aunque algunos viveristas comerciales lo han usado con éxito. Las estacas de ciertas plantas que enraizan con facilidad (como los crisantemos y los geranios), en ocasiones se inician directamente en recipientes pequeños o en cilindros de papel, usando una mezcla de 2 partes de arena gruesa y 1 parte de suelo. Esta mezcla debe tratarse o fumigarse antes de su uso.

Arena. En épocas anteriores se utilizaba mucho la arena como medio de enraice. Es de bajo costo y fácil de obtener. El tipo aplicado es el que de ordinario se usa para enlucidos, consistente en arena limpia, de aristas agudas, libre de materia orgánica y tierra, como la que se emplea de ordinario en la construcción. Sin embargo, la arena no retiene la humedad como lo hacen otros medios, necesitando riegos más frecuentes y es más pesada. La arena debe ser lo suficiente fina como para retener cierta humedad alrededor de las estacas y lo bastante gruesa para permitir que el agua drene fácilmente a su través. Cuando se emplea sola, la arena de partículas muy finas o muy gruesas no da buenos resultados para estacas de la mayoría de las ornamentales leñosas. Al igual que otros medios, es mejor usar la arena sólo una vez en el enraizamiento de estacas, a menos de que se le pueda esterilizar.

Para plantas siempreverdes como tejos juníperos y *Thuja*, la arena es un medio en enraizamiento satisfactorio. Sin embargo, las estacas de algunas especies, cuando se enraizan en arena producen un sistema radical largo, no ramificado y quebradizo, en contraste con el sistema radical fibroso y ramificado que se desarrolla en otros medios. (29)

Musgo turboso. Con frecuencia se emplea musgo turboso mezclado con perlita en varias proporciones, principalmente para aumentar la capacidad de la mezcla que retenga el agua. Esta combinación forma un excelente medio de enraizamiento para las estacas de muchas especies. Las mezclas utilizadas varían: de 2 partes de perlita y 1 de musgo turboso, a 1 parte de perlita y 3 de musgo turboso.

La inclusión del musgo turboso en el medio en enraice aumenta considerablemente la capacidad de retención de agua de la mezcla y en consecuencia el riesgo de regar con exceso. Una mezcla que contenga una proporción elevada de musgo turboso, si se conserva húmeda, como en una cama de niebla, a veces ocasiona el deterioro de las raíces poco después de que se forman.

Musgo esfagníneo desmenuzado. Este material a veces se usa como medio de enraice mezclado con partes iguales de arena. (8)

Vermiculita. Se emplea con frecuencia como medio de enraizamiento. Con una mezcla de vermiculita y perlita en partes iguales, de ordinario se obtienen mejores resultados que con cualquiera de los dos materiales usados solos.

Perlita. Se utiliza ampliamente como medio de enraizamiento para estacas foliosas, en especial bajo niebla, debido a sus buenas propiedades de drenaje. Se puede usar sola, pero es mejor cuando se emplea en combinación, en proporciones variables, con musgo turboso o vermiculita.

Piedra pómez. La piedra pómez y sus mezclas con musgo turboso forman un medio de enraizamiento satisfactorio. (28, 33) La piedra pómez es roca volcánica que se asemeja mucho a la perlita, siendo un producto estéril que puede obtenerse en diferentes tamaños.

Bloques de material sintético. Los bloques de este material se están usando ampliamente en la industria de viveros debido a que se adaptan bien a la automatización. Otras de sus ventajas son su poco peso, ser reproducibles y estériles. Sin embargo, se deben regar con cuidado para mantener una humedad constante pero proporcionan una ventilación adecuada.

Agua. Se puede utilizar para el enraizamiento de especies que se propagan con facilidad. En algunas de ellas se ha obtenido un excelente enraizamiento de las estacas usando agua aireada artificialmente con aire u oxígeno. (47, 61) En agua aireada, las mejores raíces se producen cerca del extremo basal de las estacas, mientras que en agua no aireada, las mejores raíces se producen cerca de la superficie del agua, en donde el contenido de oxígeno es mayor.

LESIONADO

En las estacas de tallo se puede estimular la producción de raíces lesionando su base. Esta práctica ha resultado útil en cierto número de especies como enebro, *Thuja*, rododendro, arce, magnolia y acebo. (59) En estacas de especies siempreverdes de hoja angosta, como *Thuja*, las lesiones se pueden producir arrancando las ramas laterales de la parte inferior de la estaca. También puede bastar hacer con la punta de una navaja afilada un corte de 2.5 a 5 cm a cada lado de la estaca, que pase por la corteza y llegue a la madera. Una lesión mayor se produce con un instrumento que lleva hojas para afeitar, el cual consiste de cuatro navajas de un solo filo, soldadas en su lomo, lográndose hacer en una sola operación cuatro cortes simultáneos.

Las estacas de mayor tamaño, como las de magnolia y rododendro, pueden ser lesionadas en forma más efectiva removiendo en cada lado de su base una capa delgada de corteza de unos 2.5 cm de largo, exponiendo el cámbium pero sin cortar profundamente en la madera. Para obtener el mayor beneficio, después de lesionadas las estacas se deben tratar con alguno de los compuestos que estimulan el enraizamiento, ya sea preparada en talco o solución concentrada, haciendo que el material penetre en la herida.

El instrumento que se muestra en la Fig. 10-19 puede emplearse para lesionar las estacas con rapidez y uniformidad.

TRATAMIENTO DE LAS ESTACAS CON REGULADORES DEL CRECIMIENTO

El objeto de tratar estacas con sustancias reguladoras del crecimiento de tipo auxina ("hormonas") es aumentar el porcentaje de estacas que forman raíces, acelerar la iniciación de ellas,

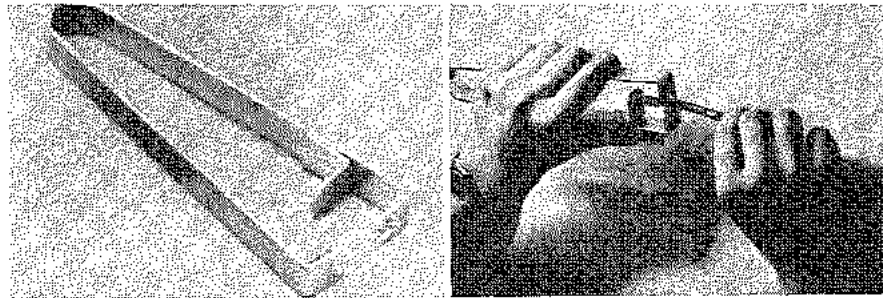


Fig. 10-19 Herramienta patentada, diseñada para hacer en la base de las estacas cortes que estimulen el enraizamiento. Los cortes los hacen cuatro puntas afiladas cuando se jala la estaca a través de la abertura, como se muestra en la fotografía de la derecha.

aumentar el número y la calidad de las raíces producidas por estaca y aumentar la uniformidad del enraizamiento. Las Figs. 10-20 y 10-21 muestran los beneficios que reporta el uso de estos materiales. Es posible que en las plantas que enraizan con facilidad no se justifiquen los gastos y esfuerzos adicionales del tratamiento. El mejor uso de las hormonas de enraizamiento es en estacas de plantas que enraizan con dificultad. Sin embargo, el empleo de estas sustancias no permite que se ignoren otras buenas prácticas de la propagación con estacas, tales como el mantenimiento de las relaciones apropiadas de agua, temperatura y condiciones de luz. El valor de estas sustancias en la propagación está bien comprobado, como lo demuestra el gran número de reportes publicados en publicaciones periódicas científicas y del ramo acerca de pruebas efectuadas sobre el enraizamiento de estacas de casi todas las especies de plantas de importancia económica. (39, 52) Aunque el tratamiento de las estacas con sustancias estimulantes de enraizamiento es útil en la propagación de plantas, el tamaño final y el vigor de las plantas tratadas no es mayor que el obtenido con plantas no tratadas. (6)

Fig. 10-20 Efecto del lesionado y tratamiento con auxina sobre el enraizamiento de estacas de *Juniperus sabina* "Tamariscifolia", bajo niebla intermitente en invernadero. Arriba: lesionadas. Abajo: no lesionadas. Izquierda: tratadas con ácido indolbutírico en concentración de 4000 ppm por el método de inmersión en solución concentrada. Centro: tratadas con ácido indolbutírico en talco, 8000 ppm. Derecha: no tratadas. Las estacas se iniciaron temprano en la primavera y se sacaron 6 semanas después.

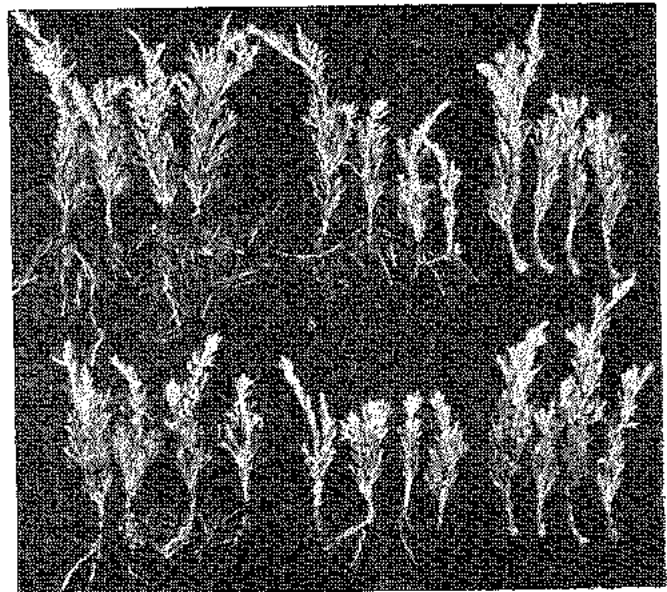
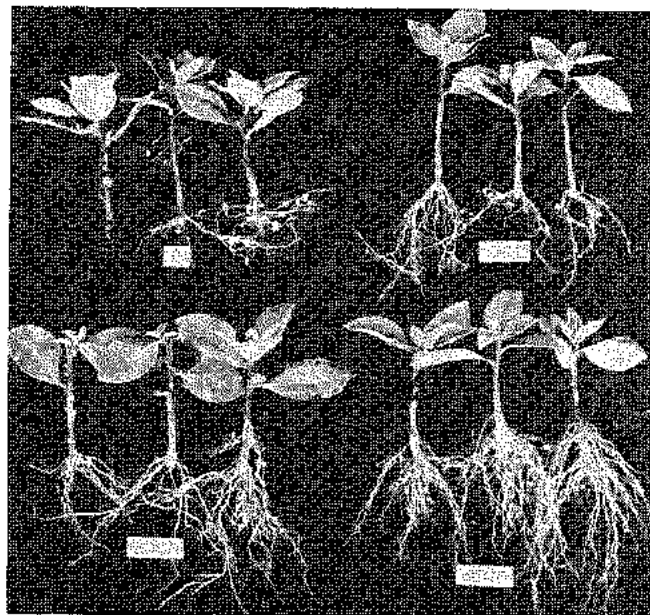


Fig. 10-21 Efecto del ácido indolbutírico en cuatro concentraciones sobre el enraizamiento bajo niebla de estacas foliosas de *Escallonia*. Fuente: Hartmann, H. T., W. J. Flocker y A. M. Kofranek, 1981. *Plant Science*. Englewood Cliffs, N. J.: Prentice-Hall.



Materiales

Las sustancias químicas que se han encontrado como más efectivas para estimular la producción de raíces adventicias en estacas son el ácido indolbutírico (IBA) y el ácido naftalenacético (NAA), aunque se pueden usar otras. El ácido indolbutírico es probablemente el mejor material para uso general debido a que no es tóxico para las plantas en una amplia gama de concentraciones y es efectivo para estimular el enraizamiento en un gran número de especies de plantas. Estas sustancias están disponibles en preparaciones comerciales, dispersadas en talco o en formulaciones líquidas que se pueden diluir en agua a la concentración adecuada. Las sustancias puras pueden obtenerse de las compañías que venden productos químicos, de manera que los propagadores pueden hacer sus propias soluciones.

Métodos de aplicación

PREPARACIONES COMERCIALES EN POLVO

Los preparados comerciales vienen acompañados de instrucciones completas para su uso, junto con la lista de plantas que es posible responder a la preparación específica. Las especies leñosas de enraizamiento difícil se deben tratar con preparados de mayor concentración que las especies tiernas suculentas, de enraizamiento fácil, en las cuales se deben usar materiales de menor concentración. Poco antes de introducir las estacas en el polvo se les debe hacer un corte en la base. La operación se hace con mayor rapidez si las estacas se tratan en manojos en vez de hacerlo individualmente, teniendo cuidado de asegurarse que las estacas del interior del manajo reciban la misma cantidad de polvo que aquellas que están en el exterior del mismo. Para el tratamiento basta la cantidad de polvo que se adhiere a las estacas después de haberlas sacudi-

do ligeramente. Si en la base de las estacas hay poca o ninguna humedad natural, antes de meterlas en el polvo se pueden presionar un poco contra una esponja húmeda, a fin de lograr una buena adherencia.

Al usar preparaciones en polvo es aconsejable colocar en un recipiente temporal una cantidad pequeña del material, la suficiente para el trabajo que vaya a hacerse, y desechar el sobrante una vez usada; en lugar de meter las estacas en toda la provisión de polvo, ya que esto puede conducir a una deterioración anticipada debido a contaminación por humedad, hongos o bacterias.

Las estacas se deben insertar en el medio de enraizamiento inmediatamente después de tratarlas. Para evitar que durante la inserción se caiga el polvo, se puede usar una navaja gruesa para hacer un surco en el medio antes de insertar las estacas (véase Fig. 10-25).

Las preparaciones en talco tienen la ventaja de que se pueden obtener con facilidad y ser de empleo fácil. Es posible que con ellas resulte difícil obtener resultados uniformes debido a la variación en la cantidad de material que se adhiere a las estacas, en lo cual influye la cantidad de humedad que exista en su base y la textura del tallo (velluda o lisa).

MÉTODOS DE REMOJO EN SOLUCIÓN DILUIDA

En un procedimiento más viejo, la parte basal de la estaca (unos 2.5 cm) se remojan durante 24 h en una solución diluida del material justo antes que se inserte en el medio de enraizamiento. Las concentraciones que se usan varían de unas 20 ppm para especies de enraizamiento fácil a unas 200 ppm para aquellas difíciles de hacer enraizar.

Durante el periodo de remojo, las estacas se deben mantener a una temperatura de alrededor de 20 °C, pero no se les debe colocar al sol. La cantidad de sustancia absorbida por las estacas depende en cierta parte de las condiciones que las circunden en este periodo, lo cual puede conducir a que se presente cierta variación en los resultados obtenidos.

Preparación de la solución diluida

Para preparar 1 L de una solución de 100 ppm de una sustancia estimuladora del enraizamiento, se disuelven 100 mg de la sustancia pura en unos 10 ml de alcohol (etílico, metílico o isopropílico). Luego, esta solución se diluye con agua hasta completar 1 L. El ácido naftalenacético se disuelve mejor tratándolo con unas cuantas gotas de hidróxido de amonio antes de agregarlo al agua. La forma ácida de estas sustancias no es directamente soluble en agua. Existe disponible la sal potásica del ácido indolbutírico, que es soluble en agua.

Una solución de aproximadamente 100 ppm de ácido indolbutírico se puede preparar disolviendo un cuarto de cucharadita rasa de la sustancia en una pequeña cantidad de alcohol, añadiendo 3.8L (1 gal) de agua y mezclando prolijamente. Si se forma un precipitado o turbidez, agréguese unas gotas de hidróxido de amonio. Este precipitado se puede evitar usando agua destilada o desionizada.

MÉTODO DE INMERSIÓN EN SOLUCIÓN CONCENTRADA

Para este método, se prepara una solución concentrada de la sustancia estimuladora del enraizamiento que puede variar de 500 a 10 000 ppm (de 0.05 a 1.0) en alcohol al 50% y se sumer-

ge en ella por un tiempo corto (unos 5 s) de 0.5 a 1.0 cm de la porción basal de las estacas, que luego se insertan en el medio de enraizamiento. Es mejor tratar las estacas en manojos y no individualmente.

El método de tratamiento con solución concentrada tiene varias ventajas respecto a otros. Elimina la necesidad de disponer de equipo para remojar las estacas y después volverlas a manejar para insertarlas en el medio de enraice. Además, es muy probable que se obtengan resultados más uniformes debido a que las condiciones circundantes no influyen tanto en la absorción de la sustancia por las estacas como en los otros dos métodos. Algunos propagadores en vez de sumergir las estacas acostumbran asperjarlas con la solución.

Preparación de la solución concentrada

Para preparar 100 ml de solución de una sustancia reguladora del enraizamiento de 4000 ppm, pénsese 400 mg de la sustancia y disuélvase en 100 ml de alcohol (etílico, metílico o isopropílico) al 50%.

Una solución de 4000 ppm de ácido indolbutírico puede prepararse disolviendo una cuarta parte de una cucharadita rasa de cristales puros en 100 ml de alcohol al 50%.

La misma solución se puede volver a usar para miles de estacas, pero cuando no se use debe conservarse bien tapada, debido a que la evaporación del alcohol cambia su concentración. Lo mejor es usar sólo una parte del material a la vez, sólo en la cantidad suficiente para las necesidades inmediatas, descartándolo después de su uso en lugar de regresarlo a la solución original. Los propagadores (o sus farmacéuticos) pueden preparar las soluciones usando cristales puros, aunque pueden obtenerse comercialmente concentrados líquidos y diluirlos de acuerdo con las instrucciones.

El uso de reguladores del crecimiento en concentraciones excesivas para la especie puede inhibir el desarrollo de las yemas, (6) ocasionar amarillamiento y caída de las hojas, ennegrecimiento del tallo y finalmente la muerte de las estacas. Si la porción basal del tallo muestra un hinchamiento, encallecimiento y una producción abundante de raíces justamente arriba de la base de la estaca indica que se ha utilizado una concentración efectiva. Se considera que una concentración justamente inferior al punto tóxico es la más favorable para estimular la formación de raíces.

Algunos resultados negativos obtenidos con el empleo de sustancias reguladoras del crecimiento como auxiliares en el enraizamiento de estacas pueden ser debidos al empleo de sustancias viejas o deterioradas. Con una prueba simple usando estacas de tomate es posible determinar en un tiempo corto si la preparación que se piensa usar tiene propiedades estimuladoras del enraizamiento. (21) Estacas de tomate, del tipo que se muestra en la Fig. 10-22, se tratan con el material a probar y luego se insertan en arena húmeda en una caja cubierta con vidrio o polietileno junto con un grupo de estacas no tratadas para comparación. Las estacas se pueden examinar después de unas 2 semanas. Las estacas de tomate son sensibles a los reguladores del crecimiento y proporcionan una buena indicación de la efectividad del material por el grado de producción de raíces.

Siempre que sea posible, úsense preparaciones frescas. Las soluciones diluidas, como de 25 ppm, pierden su actividad en unos cuantos días, en especial si se contaminan con material

Fig. 10-22 Las estacas foliosas de tomate proporcionarían una prueba sensible de la efectividad de sustancias estimuladoras del enraizamiento. De izquierda a derecha: sin tratamiento; tratadas con ácido indolbutírico en talco, a 1000, 3000 y 8000 ppm. Cultivar "Marglobe", después de 12 días de plantadas en arena.



extraño. Las soluciones que se utilizan en el método de inmersión en solución concentrada, que contiene un mayor porcentaje de alcohol, si se conservan limpias retienen su actividad casi indefinidamente.

En estacas foliosas, de ordinario, sólo la base de ellas se sumerge en la preparación estimuladora del enraizamiento, pero en algunos casos, (54) resulta más efectiva la inmersión de toda la estaca en la solución en vez de sólo la base. Se produce con ello un retardo inicial del crecimiento del tallo, pero esto no parece ser una desventaja importante. En algunas especies, resulta efectivo sumergir sólo la porción foliar de las estacas, siempre que se empleen concentraciones elevadas (de 2000 a 10 000 ppm). (32) También existen datos de que en estacas de madera dura de ciertas especies, con sólo la inmersión de la superficie basal cortada se obtienen mejores resultados que sumergiendo 2 cm o más de la base de las mismas. (27)

TRATAMIENTO DE ESTACAS CON FUNGICIDAS

Como una precaución contra las infecciones fungosas puede ser aconsejable dar al material de estacas una inmersión en una preparación fungicida, como benomyl (0.5 g/L), ya sea antes o después de hacer las estacas.

A menudo, se obtiene mayor supervivencia sumergiendo las bases de las estacas en una combinación de fungicida-ácido indolbutírico que con el solo tratamiento con IBA. Algunas preparaciones simples pueden hacerse de la manera siguiente:

1. Para obtener una preparación de 25% de captano y 0.4% (4000 ppm) de ácido indolbutírico, mezcle captano (polvo humectable de 50%) en proporción 1:1 (en peso) con una preparación comercial que contenga 0.8% de IBA en talco.
2. Para obtener una mezcla que contenga 5% de benomyl y 0.4% de IBA, diluya benomyl (polvo humectable de 50%) a una concentración de 10% mezclándolo con talco (2 g benomyl más 8 g talco) y luego revolviendo la mezcla resultante con una preparación de IBA en talco que contenga 0.8 de IBA, en proporción de 1:1 (en peso).

Si en los tratamientos por el método de inmersión en solución se usa ácido indolbutírico, después de este tratamiento y de dejar que se sequen las bases de las estacas, se les puede tratar con un polvo fungicida haciéndolas girar ya sea en captano al 25% (50% de polvo humectable diluido en proporción 1:1 (en peso) con talco), o con benomyl al 5% (2 g de polvo humectable de 50% por 16 g de talco), antes de plantarlas en el medio de enraizamiento.

CONDICIONES AMBIENTALES PARA EL ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS FOLIOSAS

Para tener éxito en el enraizamiento de estacas con hojas, los requerimientos ambientales esenciales son:

Temperatura apropiada, 18 a 27 °C.

Atmósfera conducente a una baja pérdida de agua por las hojas.

Cantidad de luz amplia, pero no excesiva.

Medio de enraizamiento, limpio, húmedo, bien aireado y bien drenado.

Existen muchos tipos de equipos satisfactorios para proporcionar estas condiciones, abarcando desde un simple frasco de cristal o una cubierrra de polietileno colocados sobre unas cuantas estacas metidas en arena, hasta bancos de invernadero complicados, con control automático de niebla y con cables eléctricos de calentamiento con controles automáticos, instalados debajo de las estacas. Uno de los dispositivos más simples, que es satisfactorio para enraizar un número reducido de estacas, es una caja de madera, llena a la mitad con el medio de enraizamiento, cubierta con un vidrio o una película de polietileno. Si en el invierno esa caja se coloca cerca de una ventana de un cuarto calentado, es posible hacer enraizar en él estacas de un gran número de especies de plantas. Una caja de este tipo se puede usar con éxito también en el verano para hacer enraizar las estacas de muchas plantas, si se le coloca a la sombra. Las plantas de varias especies sólo pueden hacerse enraizar con éxito si se les proporciona luz artificial, colocándolas debajo de lámparas fluorescentes. En la Fig. 10-23 se ilustra el procedimiento para hacer enraizar unas cuantas estacas.

En operaciones comerciales de gran escala, el enraizamiento de estacas con hojas se hace en camas de enraice especialmente preparadas, en camas calientes, camas frías, invernaderos o sombreaderos, o aun a la intemperie en climas benignos. En esas situaciones, se deben establecer y mantener las condiciones ambientales adecuadas (véase Cap. 2).

La mayoría de los propagadores comerciales reconocen el valor de mantener condiciones sanitarias rigurosas durante todas las etapas de preparación y enraizamiento de estacas con hojas. Es mucho más fácil prevenir el ataque de organismos patógenos que tratar de detenerlos. Cuando el ataque de una enfermedad se extiende a cientos de miles de estacas, las pérdidas resultantes pueden ser de consideración. Para una exposición completa acerca de los aspectos sanitarios de la propagación, véase Cap. 2.

Fig. 10-23 Para hacer enraizar estacas de especies que lo hacen con facilidad se puede usar película de polietileno. Los extremos basales de las estacas se insertan en musgo esfagnífero o musgo turboso húmedas y se enrollan en el polietileno, como se muestra aquí. Para su enraizamiento, el rollo de estacas se coloca parado en un sitio fresco y húmedo.

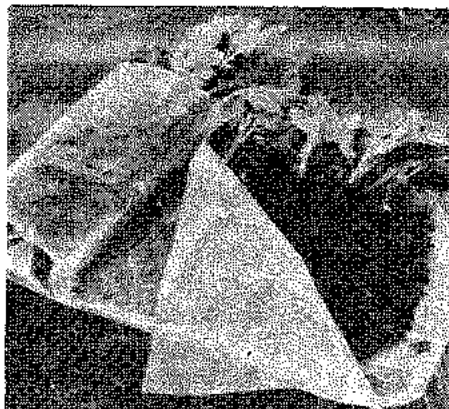




Fig. 10-24 Preparación comercial e inserción de estacas en un vivero mayorista grande. Las estacas se preparan a la derecha y se insertan en las cajas para enraizamiento a la izquierda. Las botellas rociadoras (a la izquierda) contienen una solución de una hormona de enraizamiento (ácido indolbutírico) para asperjar la base de las estacas antes de insertarlas en el medio de enraice.

PREPARACION DE LA ESTRUCTURA DE ENRAIZAMIENTO E INSERCIÓN DE LAS ESTACAS

Las cajas o bancos de enraizamiento deben estar de preferencia elevados del suelo, o si se encuentran en éste, deben estar equipados con drenes de tubos para asegurar que se escurra el exceso de agua.

Las estructuras o cajas deben tener la profundidad suficiente a fin de que se puedan usar unos 10 cm de medio de enraizamiento y que las estacas de longitud promedio, de 7.5 a 13 cm, se puedan insertar hasta la mitad de su longitud y la base de las mismas quede 2.5 cm o más por encima del fondo de la estructura. Antes de insertar las estacas, el medio de enraizamiento se debe regar muy bien, plantando las estacas tan pronto como sea posible después de su preparación. Es muy importante que se protejan las estacas del secamiento durante todas las etapas de preparación e inserción en el medio (Fig. 10-24).

Después de llenar una sección o caja de enraice con las estacas se debe dar un buen riego a fin de que el medio se asiente alrededor de las estacas (ver Fig. 10-25).

Cubiertas de polietileno sobre camas de enraizamiento

Si se dispone de un sombreadero o de un invernadero bien sombreados y es posible mantener temperaturas ambientales frescas (17 a 20 °C), se obtendrán buenas condiciones para el enraizamiento colocando directamente sobre las camas y tocando las puntas de las estacas, una película delgada de polietileno (de 0.003 mils). Las orillas de la película de polietileno se deben meter debajo de la cama para sellar la humedad y mantener una humedad elevada alrededor de las estacas (véase Fig. 10-26).

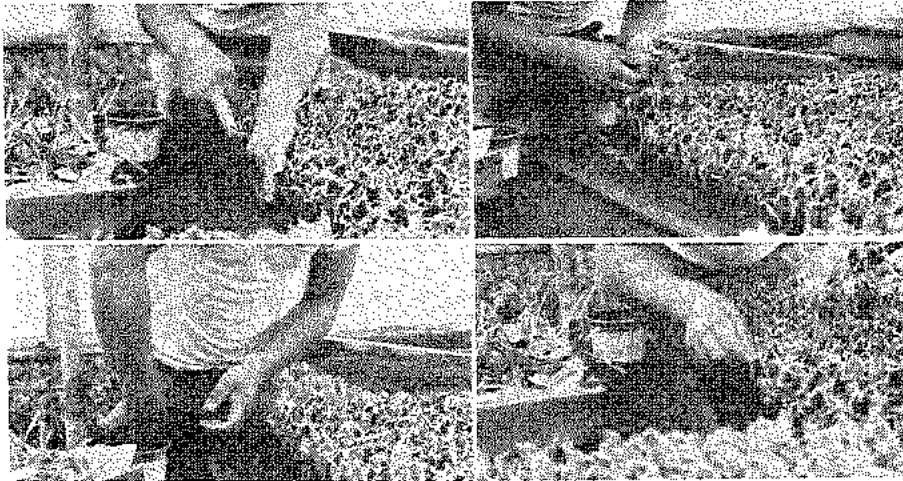


Fig. 10-25 Pasos en la colocación de estacas de madera semidura en camas de propagación con niebla, para su enraizamiento, mostradas aquí con acebo inglés. *Arriba, izquierda:* apertura de un surco en el medio de enraice usando un cuchillo grueso y una regla como guía. *Arriba, derecha:* selección de las estacas preparadas para su inserción. *Abajo, izquierda:* inmersión de las estacas durante 5 s en una preparación líquida de "harmona" de enraizamiento (auxina). *Abajo, derecha:* encajando las estacas en el medio de enraizamiento. Cortesía de Klass Ellerbrook, West Oregon Nursery, Portland, Oregon.

Una variación de este método es usar camas de enraizamiento en el suelo a la intemperie, a pleno sol, y colocar láminas de microespuma de 0.63 cm de espesor directamente sobre las estacas, cubriéndolas con una película de copolímero de 4 mils, sellada al terreno con grava o trozos de tubo. (15)

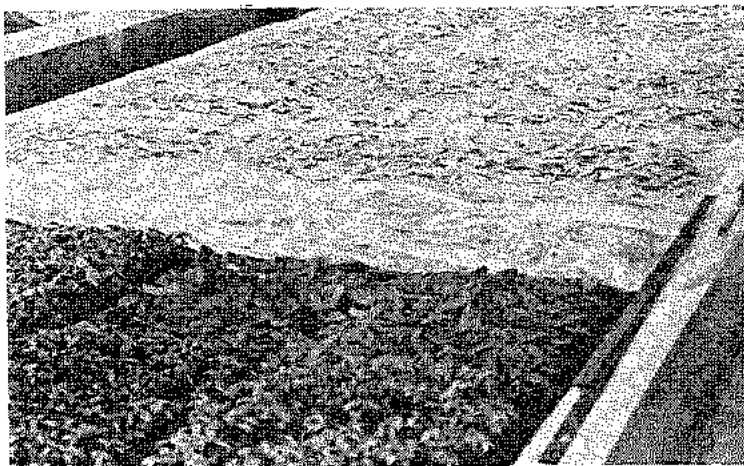


Fig. 10-26 Empleo de película de polietileno, delgada, liviana, colocada directamente sobre las estacas en enraizamiento para reducir la transpiración por las hojas.

Propagación con ventilación y humedad elevada

La estructura de propagación se puede equipar con un sistema de ventilación de aire forzado, con humedad de tipo niebla inyectada al aire entrante por un humidificador. Los mejores resultados se obtienen con un humidificador oscilante,¹ que puede producir un gran volumen de niebla (15 a 30 gal/h), con gotitas en la gama de 20 a 30 micras. Se debe operar desde la salida hasta la puesta del sol. (33)

SISTEMAS DE NIEBLA PARA EL ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS

En la propagación de plantas por medio de estacas con hojas, uno de los principales problemas es evitar que éstas se marchiten antes de que formen las raíces. Esto se puede lograr manteniendo el aire circundante a las estacas a una humedad relativa elevada, asperjando a mano varias veces al día el follaje, los bancos y los pisos. Este procedimiento es engorroso y no evita la acumulación de calor debajo de las cubiertas necesarias de vidrio o de plástico.

Una aspersión intermitente de niebla sobre las estacas que están en la cama de enraizamiento es muy efectiva para ayudar al enraice de estacas con hojas de un gran número de especies de plantas. Este sistema se emplea bastante por los propagadores en todo el mundo. Las

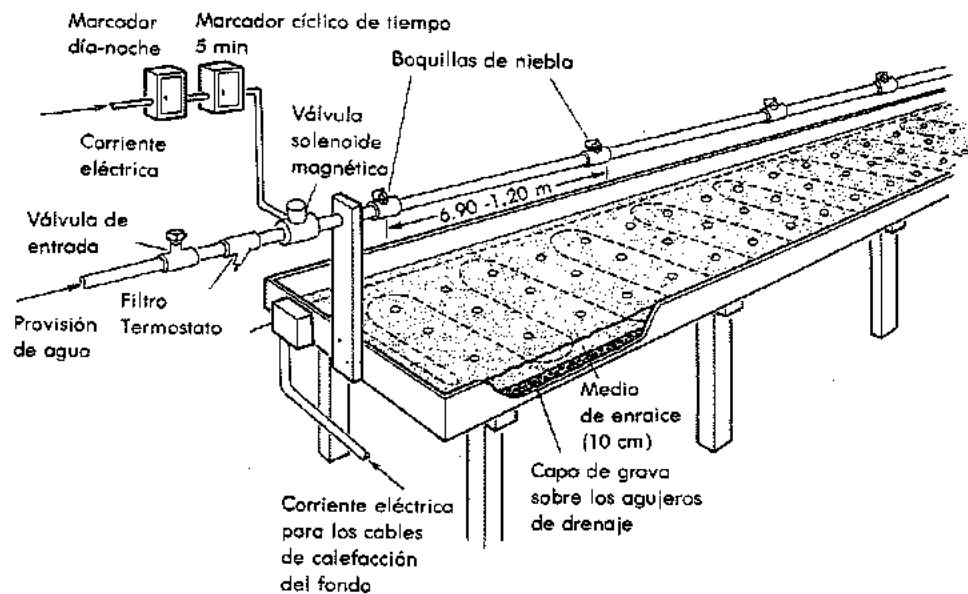
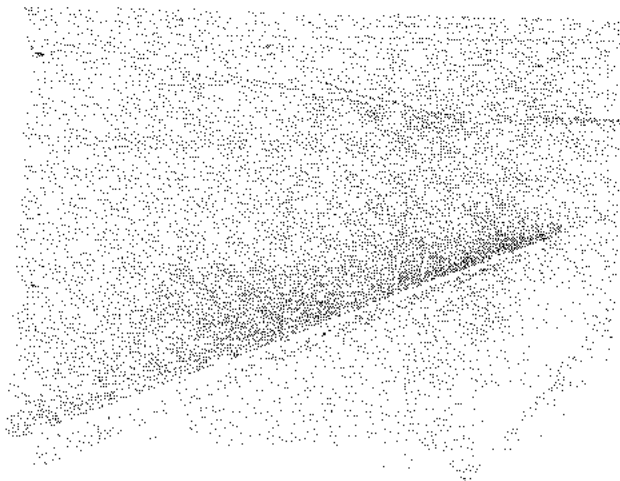
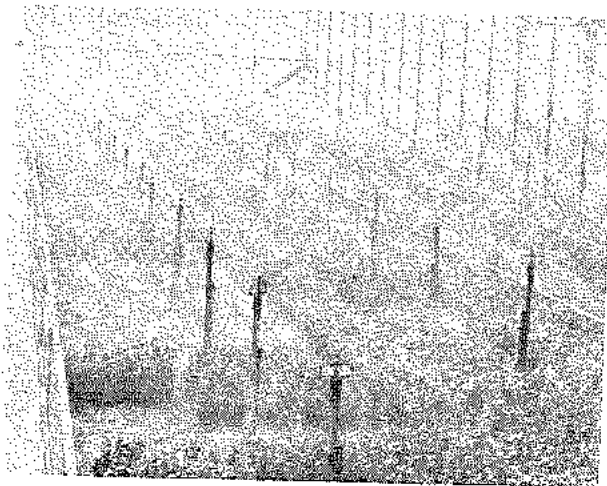
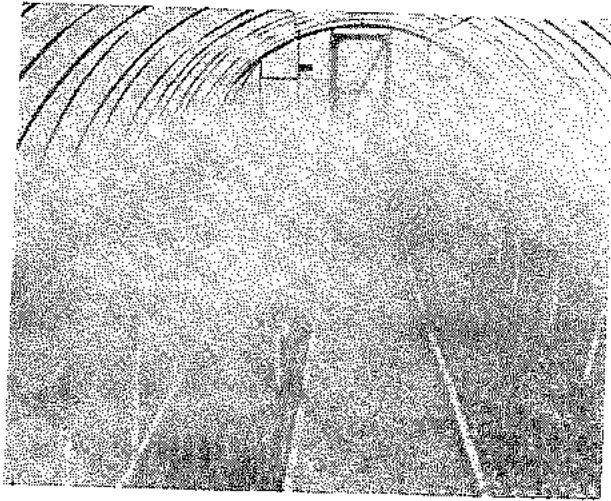


Fig. 10-27 Componentes básicos de una instalación de propagación con niebla intermitente, con un cable eléctrico para calefacción en el fondo. Un marcador de tiempo pone en acción el sistema en la mañana y lo interrumpe en la noche. El segundo dispositivo de tiempo marca intervalos cortos para proporcionar ciclos de niebla intermitentes.

¹ Agritech, Inc., Box 33083, Raleigh, N.C. 27606 fabrica humidificadores para este propósito.

Fig. 10-28 Algunas instalaciones típicas de propagación bajo niebla en invernaderos, para el enraizamiento de estacas con hojas.



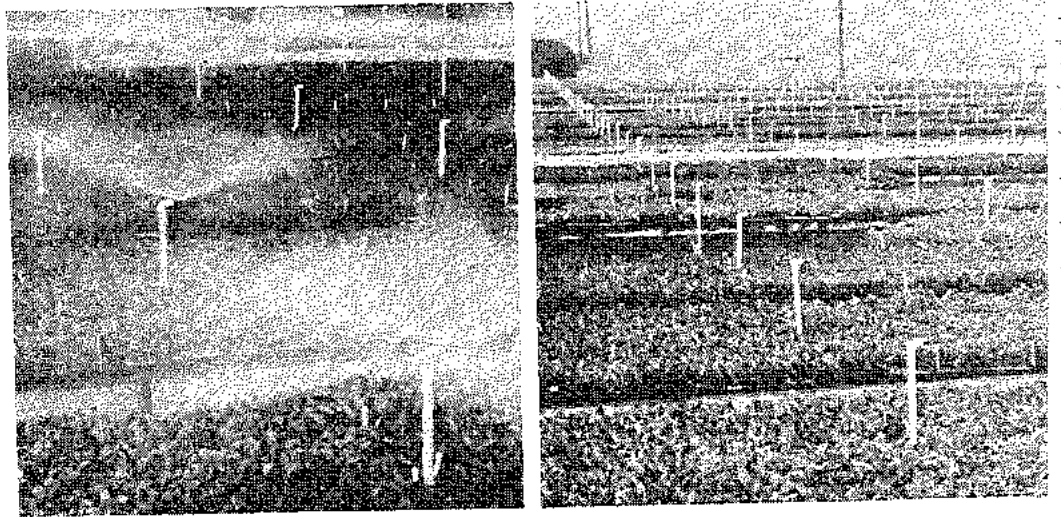


Fig. 10-29 Enraizamiento de estacas a la intemperie bajo niebla intermitente en un vivero comercial al sur de California.

aspersiones mencionadas forman una película de agua sobre las hojas y las estacas, la cual disminuye su temperatura y aumenta la humedad alrededor de las hojas, reduciendo con ello la transpiración y la respiración. Sin embargo, las estacas de ciertas plantas, en particular de aquellas de tipo suculento con hojas carnosas y algunas otras que sufren lixiviación del follaje, no se comportan bien bajo niebla, enraizando con mayor facilidad en una cama de propagación cerrada.

Esta técnica de niebla hace posible lograr el enraizamiento de estacas de plantas que con anterioridad se consideraba que era muy difícil o imposible. Permite el uso de material de estacas suave, suculento, de crecimiento rápido al principio de la estación, el cual (en algunas especies) es más probable que enraice con más facilidad que el obtenido de madera más vieja, más dura y endurecida. Además, la niebla intermitente mantiene vivas durante más tiempo a las estacas de enraizamiento difícil, dándoles una oportunidad para que enraicen antes que mueran por desecación. Con el empleo de las técnicas de propagación bajo niebla, es posible hacer enraizar estacas grandes con una superficie foliar considerable, permitiendo con ello la producción de plantas grandes, listas para su venta, en un corto tiempo. (53)

Las camas de niebla se pueden instalar en un invernadero para usarlas en el verano y el invierno, o a la intemperie en un sombreadero o a pleno sol durante los meses cálidos. Sobre estas camas, como se muestra en la Fig. 10-27, se colocan boquillas que producen una niebla fina, espaciadas de manera que se logre una cobertura completa de las camas. En las Figs. 10-28 y 10-29 se muestran instalaciones de propagación con niebla típicas.

Boquillas para niebla

Se tienen disponibles dos tipos de boquillas de aspersión, cada uno con varias modificaciones: (a) el de quemador de petróleo, con acción de tipo remolino y (b) el de tipo deflexión (Fig. 10-30).

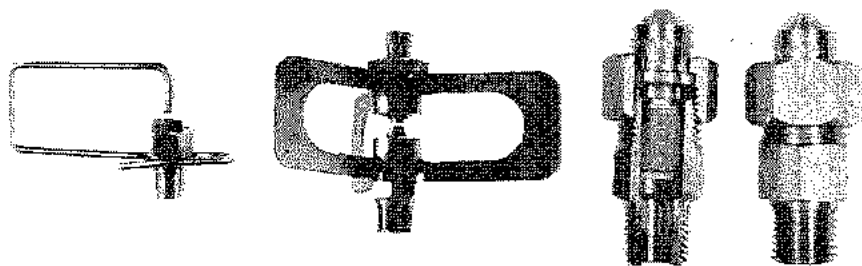


Fig. 10-30 Tipos de boquillas usados en las instalaciones de propagación bajo niebla. Las dos de la izquierda son boquillas de deflexión. La de la derecha (dos vistas) es de tipo quemador de petróleo, con acción giratoria (de remolino).

La boquilla quemadora de petróleo produce una aspersión fina uniformemente distribuida y usa cantidades de agua relativamente pequeñas. La niebla se produce en esta boquilla mediante el paso del agua por varias ranuras distribuidas formando un ángulo entre sí. Se han desarrollado boquillas especiales para la propagación bajo niebla. Por lo general, éstas emiten una aspersión en forma plana, con un ángulo de 160° para dar una cobertura amplia, de 100 a 120 cm y están diseñadas para operar bien a la presión ordinaria del agua de alrededor de 2.1 kg/cm^2 . La descarga de agua es relativamente baja: de 9.5 a 19 L/h.

La boquilla de deflexión desarrolla la niebla mediante el impacto de una fina corriente de agua en una superficie plana. La mayor abertura que se usa en este tipo reduce las obstrucciones, pero se gasta más agua. Se puede operar con agua a presiones bajas con más efectividad que las de tipo quemador de petróleo. Algunos tipos de boquillas pueden interrumpir su descarga individualmente, lo cual facilita el trabajo en las camas de propagación.

Para colocar las tuberías conductoras del agua a las que se fijan las boquillas existen varios métodos posibles. Uno de ellos es colocar el tubo alimentador principal en el centro de la cama ya sea debajo, en la superficie o encima del medio de enraizamiento, con las boquillas instaladas en el extremo de los tubos que salen verticalmente del tubo central. Otro método consiste en colocar el tubo alimentador bien arriba de las camas de las estacas, en el centro de las mismas y con las boquillas dirigidas hacia abajo. Cualquiera que sea la disposición que se use, las boquillas deben colocarse lo suficiente juntas y la presión del agua debe ser bastante para que la cama entera quede bajo niebla. A menos que la niebla efectivamente moje las hojas, es muy probable que el enraizamiento no sea satisfactorio.

Controles

Con niebla intermitente durante el día, que proporcione agua a intervalos suficientes para mantener una película de agua sobre las hojas pero no más, se obtienen resultados más satisfactorios que con niebla continua. Dado que poner en acción e interrumpir a mano la niebla con intervalos cortos no sería práctico, es necesario disponer de instrumentos de control automático. Hay disponibles varios tipos de ellos, todos operando para controlar una válvula solenoide (magnética) en la línea de agua de las boquillas.

En una instalación de niebla, en especial en las de tipo a la intemperie, las estacas se dañan si se permite que las hojas se sequen durante mucho tiempo. En un día cálido, soleado, aun 10 min sin agua pueden ser desastrosos. Al instalar el sistema de control para proporcionar niebla

intermitente, se deben tomar todas las precauciones posibles para prevenir la falla accidental de las aplicaciones de niebla. Esto incluye el uso de una válvula solenoide "normalmente abierta" esto es, una construida en tal forma que si se desconecta la corriente eléctrica, la válvula se abre y el agua pasa a través de ella. La aplicación de electricidad cierra la válvula e interrumpe el flujo de agua. Si ocurre una falla accidental de la corriente eléctrica o cualquier otra en los mecanismos eléctricos de control, la niebla sigue produciéndose en forma continua sin que haya daño a las estacas. Por otra parte, si se emplea una válvula solenoide "normalmente cerrada", que requiera corriente eléctrica para abrirse y permitir el paso del agua, cualquier falla en la electricidad significaría que la niebla se detuviera por completo y si esto no se percibe pronto, podría conducir a la pérdida total de las estacas.

Relojes. Para operar los sistemas de niebla existen relojes operados por electricidad. En un tipo de ellos que se ha empleado satisfactoriamente se utilizan dos medidores de tiempo que actúan juntos en serie: uno de ellos activa el sistema entero en la mañana y lo interrumpe en la noche. El segundo, un reloj de intervalos, opera durante las horas del día para producir una niebla intermitente con cualquier combinación de intervalos deseada, como de 6 s en operación y 90 s en interrupción. Este tipo de mecanismos de control es casi a prueba de errores y aunque no compensa automáticamente las variaciones en las condiciones del tiempo reinantes, en la mayoría de las situaciones se puede ajustar de un modo bastante aproximado para obtener resultados satisfactorios. Muchos propagadores prefieren los relojes para regular la aplicación de agua debido a que resultan más confiables. (19) Algunos reguladores de tiempo electrónicos son muy versátiles y pueden operar muchos bancos de boquillas para niebla en secuencia.

Al instalar y usar cualquier tipo de unidad de control eléctrico en una cama de niebla en donde exista presente una cantidad considerable de agua, siempre se debe tener en mente el riesgo de recibir descargas eléctricas. Toda la instalación eléctrica debe ser hecha por un electricista competente.

Hoja electrónica. En otro tipo de mecanismo de control, llamado de "hoja electrónica", se coloca junto a las estacas una pequeña porción de plástico que contiene dos terminales. (20, 51) El humedecimiento y secado alternativo de las terminales forma o interrumpe el circuito eléctrico, el cual a su vez controla la válvula solenoide. Existen diversas variantes en este tipo de control. En una de ellas, se utiliza una porción de papel filtro como el material sensible conectado entre dos electrodos. (4, 56) Teóricamente, la hoja electrónica mantendría una película de agua todo el tiempo, compensando en forma automática los cambios en la capacidad evaporativa del aire. El principal defecto de la hoja electrónica es que entre las terminales se forma una acumulación de depósitos minerales que conducen electricidad, por lo cual se debe limpiar periódicamente.

Termostato y reloj. Otro tipo de control se basa en un termostato colocado junto con las estacas. Cuando la temperatura del aire llega a cierto punto, se activa el solenoide y se aplica la niebla. Esto disminuye la temperatura del termostato y se interrumpe la niebla. Se ha usado con éxito una combinación de termostato y reloj. (14) El reloj opera la producción de niebla a

menos que la temperatura ascienda más allá de cierto punto, en el cual el termostato no obedece al reloj y pone en acción la niebla.

Balanza de malla. Este tipo de control se basa en el peso del agua. A una palanca que actúa a un interruptor de mercurio se fija una pequeña malla de acero inoxidable. Cuando se está aplicando niebla, se junta agua en la malla hasta que el peso acciona al interruptor de mercurio, interrumpiendo a su vez al solenoide. Cuando el agua se evapora de la malla ésta se levanta, efectuando a la conexión del interruptor que abre al solenoide, volviendo a producirse niebla. Este tipo de control se adapta mejor en donde durante el día pueden registrarse variaciones considerables en las condiciones del tiempo, como de soleado y caliente a nublado, fresco y lluvioso. La unidad reacciona en forma automática a los cambios en la capacidad de evaporación del aire.

Celda fotoeléctrica. Hay disponibles controles basados en la relación existente entre la intensidad de la luz y las tasas de evaporación. Estos instrumentos contienen una celda fotoeléctrica que conduce corriente en proporción con la intensidad de la luz. Activa a un contador magnético, o carga a un condensador, de manera que después de cierto tiempo se abre la válvula solenoide y se activa el sistema de niebla. Entre mayor sea la intensidad de la luz con más frecuencia se aplica niebla. Al amanecer y al anochecer se usa muy poca luz y en la noche nada. Se usa menos niebla durante los días nublados que en aquellos soleados y brillantes. Este sistema de control no sería adecuado para camas de niebla a la intemperie, en donde la transpiración se afecta tanto por el viento como por la intensidad de la luz. (41, 57)

Operación

En la operación de una cama de propagación bajo niebla pueden presentarse dificultades. La falta de suficiente presión del agua para operar las boquillas en forma adecuada puede remediarse instalando entre la fuente de agua y la válvula solenoide una bomba eléctrica, rotatoria, pequeña, que aumente la presión. Si hay mucha arena en el agua, es aconsejable instalar filtros en la línea de aprovisionamiento lo cual reduce la obstrucción de los filtros de las boquillas.

A menudo en las instalaciones de propagación bajo niebla después de un periodo prolongado de operación se desarrollan algas, formando alrededor de ellas una capa verde. Esta cubierta no es en particular dañina para las estacas, pero presenta mal aspecto y debido a que es resbaladiza puede constituir un peligro. Este material, viscoso, está formado principalmente por algas verdiazules (*Oscillatoria*, *Phormidium* y *Arthrospira*) y verdes (*Stichococcus* y *Chlamydomonas*). (7, 10) Por lo general, las algas se pueden controlar suspendiendo por completo el agua durante cierto tiempo durante la noche en las camas de niebla, de manera que el área se seque totalmente. También ayuda a controlar las algas tratar las calles y bancos con mezclas bordelesas en polvo o con alguno de los compuestos inhibidores de algas patentados, como "Algae-Go 36-20".

En la propagación de estacas bajo niebla, es esencial que se use un medio de enraizamiento bien drenado, que las camas estén levantadas del piso y equipadas con tubos de drenaje o alguna otra forma de remover el exceso de agua.

La calidad del agua que se usa para la niebla y en el riego de las estacas durante el enraizamiento, puede influir en el enraice obtenido. El agua de contenido relativamente elevado de sales totales, si contiene suficiente calcio y magnesio, puede ser bastante satisfactoria, pero el agua rica en sales como carbonatos, bicarbonatos o hidróxidos de sodio o potasio puede ser



Fig. 10-31 Efectos perjudiciales del exceso de sales de sodio en el enraizamiento de estacas de crisantemo plantadas en un medio de arena y turba. De izquierda a derecha: testigo, 255, 500 y 755 g/m². Cortesía de R. D. Raabe. (45)

muy perjudicial, en especial asociada con contenidos bajos de sales de calcio y cuando el medio de enraizamiento contiene turba (u otro material con gran capacidad de intercambio). (37, 45) Sin embargo, cuando el medio es arena, los contenidos elevados de sodio en la niebla no son tan perjudiciales. (38) Las cantidades equivalentes de sales de nitratos, fosfatos o cloruros de sodio o potasio en el agua presentan menos riesgo de ocasionar daño. En las estacas de crisantemo, la falla de enraizamiento en medios que contienen turba fue asociada con agua para niebla en la cual había una proporción elevada de sodio respecto al calcio (4.3:0.6). El mal enraizamiento se corrigió añadiendo yeso (CaSO_4) al medio de enraice a razón de 500 g por m². (45) La Fig. 10-31 muestra el mal enraizamiento de las estacas de crisantemo cuando el medio de enraice es rico en sodio. Para una discusión de la calidad del agua véase Cap. 2.

Niebla nutriente

En algunas plantas, la calidad de las raíces y el crecimiento subsecuente de las estacas enraizadas puede mejorar con la adición de nutrientes minerales al agua usada para la niebla. En otras plantas puede no haber beneficio o aun resultar daño para las hojas. En las estacas de enraizamiento lento que se mantengan por un tiempo prolongado bajo niebla puede ocurrir una pérdida grande de sus nutrientes por lixiviación. Una solución apropiada para usar en niebla nutriente puede prepararse con un fertilizante comercial soluble como "Ra-Pid-Gro",² que contiene nitrógeno, fósforo y potasio (23-8-14 respectivamente), aplicado a razón de 44 g por cada 100 L de agua. Esta solución se puede preparar por separado en un depósito grande y aplicarse a las estacas como niebla a través de una bomba de presión separada, con una tasa de alrededor de 12 s cada 2.5 min (60), o mediante una bomba conectada a la provisión de agua. (49)

Endurecimiento

El cambio de las estacas enraizadas bajo niebla a un ambiente más seco debe hacerse con cuidado. En algunas plantas, por ejemplo en *Prunus* spp., es importante quitar las estacas de la

² Ra-Pid-Gro Corp., Dansville, N.Y., 14437.

niebla tan pronto como hayan enraizado. De otra manera, se presenta con rapidez la caída de las hojas y la deterioración de las raíces.

Existen varias maneras de sacar las estacas enraizadas de las condiciones de niebla:

1. Se pueden dejar las estacas en su lugar en la cama de niebla pero reduciendo gradualmente la duración de los periodos con niebla, ya sea acortando el tiempo de aplicación y prolongado aquellos de suspensión o dejando los mismos intervalos de aplicación de niebla, pero reduciendo diariamente el tiempo en que opere el sistema de niebla.
2. En algunas operaciones a la intemperie, las estacas enraizadas se dejan en su lugar y se permite que sus raíces pasen del medio de enraizamiento al suelo subyacente. La estructura de propagación se pasa a otro lugar para hacer enraizar otro grupo de estacas.
3. Otro método consiste en hacer enraizar las estacas en cajas y después mover las cajas a otra estructura de niebla en donde se les "endurece" para luego plantarse en macetas. Las estacas se pueden dejar en el medio de enraizamiento hasta la estación de reposo, cuando se les puede extraer con mayor seguridad, para plantarlas en los surcos del vivero para su desarrollo posterior o colocarse en macetas y llevarse al invernadero. Si las estacas enraizadas se dejan en el medio de enraizamiento durante un tiempo considerable, es aconsejable regarlas periódicamente con una solución nutritiva.
4. Algunos propagadores hacen enraizar sus estacas directamente en recipientes colocados en cajas. Luego, después del enraice, las plantas se pueden mover con facilidad para trasplantarlas sin disturbar las raíces. Un método alterno es poner a enraizar las estacas en un medio sólido, de tipo bloque, el cual, después del enraice, permite que se trasplanten sin disturbar las raíces. Para ello se dispone de varios productos manufacturados con derivados de madera y/o turba comprimida, con la adición de algo de fertilizante.
5. Otro sistema es colocar las estacas en macetas inmediatamente después de que enraicen y mantenerlas por algún tiempo en un sitio fresco, húmedo y sombreado, como una cámara de niebla, una estructura cerrada o un invernadero.

Es una experiencia común que las yemas de las estacas que se enraizan bajo niebla entren en una condición de reposo aparente o descanso fisiológico, en la cual no crecen durante esa estación aunque estén bien enraizadas. Es posible superar esa condición alterando las condiciones de duración de la luz del día.

CUIDADO DE LAS ESTACAS DURANTE EL ENRAIZAMIENTO

Las estacas de tallo de madera dura o las de raíz iniciadas a la intemperie en el vivero sólo requieren de los cuidados ordinarios que se dan a otras plantas de cultivo, como mantener una humedad adecuada del suelo, eliminar la competencia de las malezas y combatir las plagas y enfermedades. Los mejores resultados se obtienen si el vivero se establece a pleno sol, en donde no haya sombra ni competencia de las raíces de árboles grandes o arbustos.

Las estacas de madera suave, con hojas, o las estacas de madera semidura así como las estacas de hoja con yema y las de hoja que se enraizan en condiciones de humedad elevada, requieren una atención estrecha durante todo el periodo de enraizamiento. La temperatura se debe controlar con todo cuidado. No se debe permitir que las estacas muestren marchitamiento en ningún momento. En las estructuras cubiertas con vidrio, expuestas aunque sea unas cuantas horas a insolación fuerte, se registran temperaturas excesivamente elevadas, y dañinas, debido a la acumulación del calor debajo del vidrio. Estos equipos siempre se deben proteger con mamparas de tela, encalando los vidrios, o con algún otro método para reducir la intensidad de la luz.

Si se proporciona calor en el fondo, se deben insertar termómetros en el medio de enraizamiento al nivel de la base de las estacas y revisarse a intervalos frecuentes, en particular al principio. Es aconsejable una temperatura de 24 °C. La temperatura excesiva en el medio de enraizamiento, aun por un corto tiempo, es muy probable que mate a las estacas.

En el enraizamiento de estacas con hojas es importante mantener la humedad elevada para reducir al mínimo la pérdida de agua por las hojas. Cuando no se dispone del equipo automático para niebla, es necesario asperjar las hojas con agua a intervalos frecuentes, en especial en tiempo caluroso. Aunque demandan más tiempo, varias aspersiones al día son mejores que riegos abundantes a intervalos más largos. Para esta operación se debe usar una boquilla que divida el agua en una aspersión fina. Una reducción de la humedad hasta un nivel bajo como el marchitamiento marcado de las estacas, si se prolonga por cualquier tiempo, puede dañar las estacas en forma tal que ya no enraizan, aunque se vuelvan a proporcionar condiciones subsecuentes de humedad elevada. Para evitar estos problemas, en la mayoría de los viveros se utilizan camas de propagación con niebla intermitente.

Se debe proporcionar un drenaje adecuado, de manera que el exceso de agua pueda escurrirse y no ocasione que el medio de enraice se torne empapado de agua y encharcado. Cuando se emplea turba o musgo esfagnífero, como componente del medio de enraizamiento, es de especial importancia vigilar que no esté en excesivo húmedo.

También es necesario mantener condiciones sanitarias en la estructura de propagación. Las hojas que se caigan se deben retirar con prontitud, al igual que las estacas evidentemente muertas. Los organismos patógenos encuentran condiciones ideales en una estructura de propagación húmeda, cerrada, con baja intensidad luminosa y, si no se controlan, puede destruir miles de estacas en un corto tiempo.

En las condiciones de propagación bajo niebla no se han presentado problemas serios de enfermedades. Es probable que el frecuente lavado de las hojas con agua aireada remueva las esporas antes de que puedan germinar. También es posible que la mayor intensidad de la luz y el movimiento del aire reduzcan la incidencia de las enfermedades.

Si en las hojas de las estacas aparecen ácaros, áfidos o chinches harinosas, es necesario aplicar de inmediato medidas de control.

Con las técnicas más avanzadas, como el uso de atmósfera enriquecida con bióxido de carbono o con la aplicación de niebla carbonatada (34) se ha obtenido un enraizamiento más rápido y abundante al proporcionar CO₂ adicional para la fotosíntesis. Sin embargo, estos beneficios sólo se obtienen en situaciones en que el contenido de CO₂ de la atmósfera que circunda a la estaca se convierte en factor limitante (como altas temperaturas e intensidad luminosa elevada). Hay disponible equipo para complementar el contenido natural de CO₂ del aire (véase Cap. 2).

MANEJO DE LAS ESTACAS DESPUES DEL ENRAIZAMIENTO

Estacas de madera dura

Las estacas de madera dura³ enraizadas en los surcos del vivero de ordinario se sacan durante la estación de reposo, después que se han caído las hojas. En especies de crecimiento rápido, las

³ Los procedimientos que se describen en esta sección se aplican también a plantas de vivero propagadas de semilla o como árboles injertados de púa o de yema.

Fig. 10-32 Conservación temporal de material de vivero en camas elevadas, llenadas con viruta de madera húmeda, a suficiente profundidad para cubrir las raíces.



estacas pueden estar lo suficientemente grandes para sacarse después de una estación de crecimiento. Las de crecimiento lento pueden necesitar dos o hasta tres años para alcanzar el tamaño adecuado para el trasplante.

La extracción debe hacerse en días frescos, nublados, en que no haya viento. De ser posible no deben sacarse cuando el suelo esté mojado, en especial si tiene un contenido elevado de arcilla. La mayor parte de la tierra se debe desprender con facilidad de las raíces después de sacar las plantas. Una vez extraídas, las plantas se deben plantar en un sitio conveniente para su conservación, colocarse en almacén frío o plantarse en su sitio permanente. La conservación ("heeling-in") de las estacas consiste en colocar juntas en una trinchera, con las raíces bien cubiertas, las plantas de especies deciduas extraídas a raíz desnuda del vivero. Esta es una medida temporal para conservar las plantas jóvenes hasta que se les pueda plantar en su sitio definitivo. (Véase Fig. 10-32).

Los viveros comerciales con frecuencia almacenan cantidades considerables de plantas deciduas durante varios meses del invierno en cuartos oscuros y fríos, con las raíces protegidas con viruta de madera mojada, astillas delgadas o algún material similar. Para que el material de vivero se conserve durante periodos prolongados, debe guardarse en condiciones de refrigeración a una temperatura de 0 a 2 °C. (31)

Si sólo se van a sacar del vivero unas cuantas plantas, se les puede excavar con pala, pero en operaciones de vivero en gran escala se emplea, por lo general, algún tipo de excavadora mecánica, como la que se muestra en la Fig. 10-33. Esta excavadora hace un corte debajo del surco del vivero. Una hoja en forma de U se desplaza de 30 a 60 cm bajo la superficie del surco del vivero cortando las raíces. A veces se le instala una hoja "alzadora", vibradora, detrás de la cuchilla de corte. Este aditamento levanta las plantas del suelo, facilitando el extraerlas a mano.

A menos que sean muy pequeñas, las plantas de especies siempreverdes, de hoja ancha o angosta, de ordinario no se manejan con éxito a raíz desnuda, como se hace con plantas deciduas durmientes y sin hojas. En las plantas siempreverdes, la presencia de las hojas hace necesario que haya siempre un contacto estrecho de las raíces con el suelo. Por tanto, las plantas grandes de especies siempreverdes de hoja ancha o angosta y a veces de plantas caducifolias se cultivan en macetas, o se extraen y venden con "cepellón empacado". Con este método las plantas se remueven del suelo haciendo con todo cuidado una zanja alrededor de cada indivi-

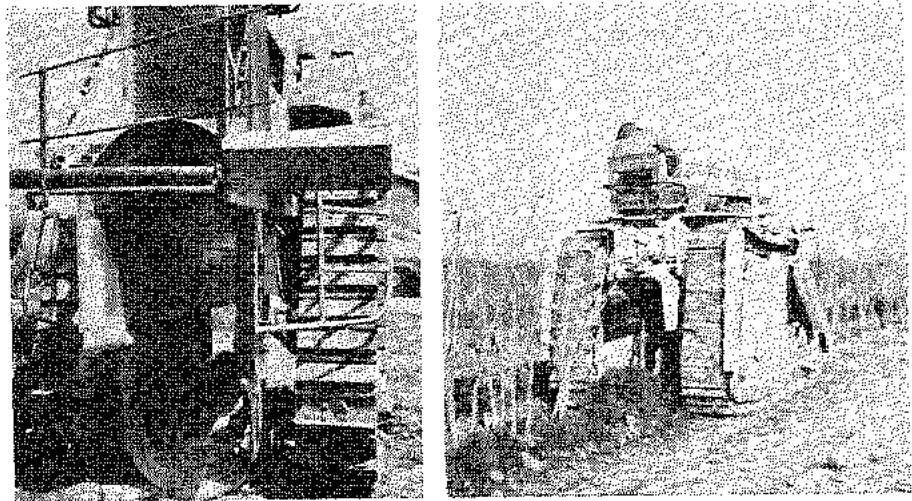


Fig. 10-33 Máquinas excavadoras construidas especialmente para hacer cortes en el material de vivero en establecimientos comerciales. En la fotografía de la izquierda se ve la cuchilla grande, en forma de U, que puede bajarse para que se desplace de 30 a 60 cm debajo de la superficie del suelo para cortar las raíces. El "elevador" vibratorio situado detrás de la cuchilla facilita el movimiento de ésta en el suelo.

duo. La masa de suelo a veces se rebaja cerca de la superficie y del fondo en forma piramidal o cónica truncada, obteniéndose una masa de suelo en la cual están embebidas las raíces. Para esta operación es importante que la tierra tenga la humedad apropiada, ni muy húmeda ni muy seca, pues de otra modo se caerá de las raíces. El cepellón se traslada con cuidado a un cuadro grande de tela para sacos (manila, henequén, etc.), que se envuelve apretadamente y se cose con hilo grueso. Cuando esta operación se hace en forma correcta, la tela mantiene la tierra en las raíces y la planta puede moverse a distancias considerables y volver a plantarse con todo éxito.

Para preparar el material de viveros de campo para el trasplante es necesario podar las raíces, ya sea preparándolas con el "cepellón envuelto" (Fig. 10-34) o extrayéndolas con máquina. La poda para obtener un sistema radical fibroso, compacto; debe iniciarse cuando las plantas jóvenes se pasan por primera vez al campo. Las raíces largas o enrolladas y torcidas se deben cortar hasta unos cuantos centímetros de distancia de la corona de la planta a trasplantar. La poda de las raíces se debe repetir el segundo año, ya sea con una cortadora de cuchilla en U, jalada por tractor (Fig. 10-33), en operaciones en gran escala, o con una pala afilada si se trata de unas cuantas plantas. Este procedimiento ayuda a confinar las raíces a la masa de suelo que se tomará con la planta durante la operación de extracción con cepellón.

La producción de material de vivero con cepellón envuelto está siendo reemplazada poco a poco, en especial en las zonas de inviernos benignos, con la producción de plantas en maceta, principalmente debido a los costos de mano de obra implicados y a las mayores oportunidades para mecanización.

Estacas de madera suave, herbáceas, de madera semidura, de hoja y yema y de hoja

Las estacas enraizadas con sus hojas y en condiciones de humedad elevada, requieren de cuidados considerables para sacarlas del medio de enraizamiento. Después de que se ha iniciado el

Fig. 10-34 Pasos en la extracción de material de vivero con cepellón, y su envoltura en tela de manila, usado aquí para extraer rosales de árbol. La planta se retira con todo cuidado con un cepellón de suelo adherido a las raíces (arriba). El suelo debe tener el contenido de humedad apropiado para que no se desmorone. El cepellón se envuelve en tela de manila y se amarra con hilo grueso (en medio). Plantas listas para transportar y trasplantar (abajo). Este método se usa para todos los tipos de plantas siempreverdes que no han sido cultivadas en macetas.



enraice, se debe disminuir la humedad y aumentar la ventilación de la cama. Las estacas se deben sacar tan pronto como se haya formado un sistema radical abundante, con raíces secundarias. Muchos propagadores han pasado por la experiencia de obtener estacas enraizadas con rapidez sólo para ver que se mueren cuando se sacan y colocan en macetas. Este problema puede

resolverse dejando por más tiempo las estacas en el medio de enraizamiento, hasta que las raíces primarias, de primera formación, se han ramificado para formar un sistema radical secundario denso, fibroso, al cual se adhiere el medio de enraizamiento formando un cepellón.

ALMACENAMIENTO EN FRIO DE ESTACAS CON HOJAS, ENRAIZADAS Y SIN ENRAIZAR

Algunas veces resulta conveniente tomar estacas en ciertas épocas, como cuando las plantas de vivero se podan y se les da forma y almacenarlas para enraizarlas posteriormente. El almacenamiento ha tenido éxito con azaleas de tipo Kurume que pasaron el invierno en un invernadero frío. En la primavera se tomaron estacas de madera suave y se almacenaron en bolsas de polietileno a temperaturas de -0.5 a 4.5 °C hasta durante 10 semanas, con un comportamiento subsiguiente de enraizamiento igual al obtenido con estacas no almacenadas. (44)

Las estacas de crisantemo y de claveles sin enraizar se pueden almacenar en bolsas de plástico selladas durante varias semanas a -0.5 °C para su enraizamiento posterior. En pruebas efectuadas (2) respecto a los efectos del almacenamiento en el comportamiento subsiguiente de las plantas, se encontró que se obtenían mejores resultados con las estacas puestas a enraizar después del almacenamiento que con aquellas almacenadas después de que habían enraizado.

Las estacas de clavel, tanto enraizadas como sin enraizar, se almacenan bien a temperaturas de -0.5 a 0.5 °C cuando menos por 5 meses, si se les coloca en cajas forradas con polietileno y con una pequeña cantidad de musgo esfagnífero o turboso húmedos. La cubierta de polietileno no debe quedar sellada herméticamente. (23)

En algunas situaciones las estacas se pueden hacer enraizar a fines del verano o a comienzos del otoño para plantarse a la intemperie en la primavera siguiente. Varios estudios han mostrado que es posible conservar estacas enraizadas de algunas especies en bolsas de polietileno por períodos prolongados en un almacén frío con temperaturas de 1.5 a 4.5 °C. (55) En una prueba, las estacas enraizadas de ciertas plantas se almacenaron satisfactoriamente durante unos 5 meses a temperaturas de 1 a 4 °C, colocadas en bolsas de polietileno. El colocar material de empaque alrededor de las raíces no reportó ninguna ventaja. (48) Otros estudios (13) sobre el almacenamiento en frío de estacas enraizadas de 31 especies diferentes durante 6 meses a dos temperaturas, 0 y 4.5 °C, mostraron que en muchas especies había una mejor supervivencia a 0 que a 4.5 °C, aunque en otras no se encontró diferencia alguna. El espolvoreamiento previo al almacenamiento con captano al 5% aumentó la supervivencia en algunas especies, pero en otras no produjo diferencias. Apparently algunas especies sobreviven al almacenamiento en frío mucho mejor que otras. Es evidente que los procedimientos de almacenamiento de todo tipo de plantas de vivero es una consideración importante que los viveros comerciales deben tomar muy en cuenta, y constituye un aspecto de importancia en el manejo de viveros. (21, 30, 31)

BIBLIOGRAFIA

1. Ali, N., and M. N. Westwood. 1966. Rooting of pear cuttings as related to carbohydrates, nitrogen, and rest period. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 88:145-50.
2. Alstadt, R. A., and W. D. Holley. 1964. Effects of storage on the performance of carnation cuttings. *Colo. Flower Growers Assn. Bul.* 173:1-2.

3. Baldwin, I., and J. Stanley. 1981. How to manage stock plants. *Amer. Nurs.* 153 (8):16, 74-80.
4. Bean, G., E. S. Trickett, and D. A. Wells. 1957. Automatic mist control equipment for the rooting of cuttings. *Jour. Agr. Eng. Res.* 2:44-48.
5. Carlson, R. F. 1966. Factors influencing root formation in hardwood cuttings of fruit trees. *Mich. Quart. Bul.* 48:449-54.
6. Carlson, R. F., and D. C. Kiplinger. 1938. The effect of synthetic growth substances on the rooting and subsequent growth of ornamental plants. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 36:809-16.
7. Coorts, G. D., and C. C. Sorenson. 1968. Organisms found growing under nutrient mist propagation. *HortScience* 3(3):189-90.
8. Creech, J. L., R. F. Dowdle, and W. O. Hawley. 1955. Sphagnum moss for plant propagation. *USDA Farmers Bul.* 2085.
9. Donovan, D. M. 1976. A list of plants regenerating from root cuttings. *The Plant Propagator* 22(1):7-8.
10. Durrell, L. W., and R. Baker. 1959. Algae causing clogging of cooling systems. *Colo. Flower Growers Assn. Bul.* 111 (April-May).
11. Erez, A., and Z. Yablowitz. 1981. Rooting of peach hardwood cuttings for the meadow orchard. *Scient. Hort.* 15:137-44.
12. Flemer, W., III. 1961. Propagating woody plants by root cuttings. *Proc. Plant Prop. Soc.* 11:42-47.
13. Flint, H. L., and J. J. McGuire. 1962. Response of rooted cuttings of several woody ornamental species to overwinter storage. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 80:625-29.
14. Floor, J. 1957. Report on experiments with mist propagation of cuttings. *Inst. voor de Vered. van Tuinb. Wageningen. Meded.* 188.
15. Gouin, F. R. 1981. Vegetative propagation under thermo-blankets. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:301-5.
16. Hansen, C. J., and H. T. Hartmann. 1968. The use of indolebutyric acid and captan in the propagation of clonal peach and peach-almond hybrid rootstocks by hardwood cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 92:135-40.
17. Hartmann, H. T., W. H. Griggs, and C. J. Hansen. 1963. Propagation of ownrooted Old Home and Bartlett pears to produce trees resistant to pear decline. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 82:92-102.
18. Hartmann, H. T., C. J. Hansen, and F. Loreti. 1965. Propagation of apple rootstocks by hardwood cuttings. *Calif. Agr.* 19(6):4-5.
19. Hess, C. E., and W. E. Snyder. 1953. A simple and inexpensive time clock for regulating mist in plant propagation procedures. *Proc. Plant Prop. Soc.* 3:56-61.
20. ———. 1954. Interrupted mist found superior to constant mist in tests with cuttings. *Amer. Nurs.* 100(12):11-12, 82.
21. Hitchcock, A. E., and P. W. Zimmerman. 1938. The use of green tissue test objects for determining the physiological activity of growth substances. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 9:463-518.
22. Hocking, D., and R. D. Nyland. 1971. Cold storage of coniferous seedlings. *AFRI Res. Rpt. No. 6*, Col. Forestry, Syracuse Univ.
23. Holley, W. D., and R. Baker. 1963. *Carnation production*. London: Grower Publications.
24. Howard, B. H. 1971. Propagation techniques. *Scient. Hort.* 23:116-26.

25. Howard, B. H., and R. J. Garner. 1965. High temperature storage of hardwood cuttings as an aid to improved establishment in the nursery. *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1964*, pp. 83-87.
26. Howard, B. H. 1968. The influence of 4 (indolyl-3) butyric acid basal temperature on the rooting of apple rootstock hardwood cuttings. *Jour. Hort. Sci.* 43:23-31.
27. Howard, B. H., and N. Nahlawi. 1970. Dipping depth as a factor in the treatment of hardwood cuttings with indolybutyric acid. *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1969*, pp. 91-94.
28. Inose, K. 1971. Pumice as a rooting medium. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 21:82-83.
29. Long, J. C. 1932. The influence of rooting media on the character of the roots produced by cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 352-55.
30. Lutz, J. M., and R. E. Hardenberg. 1968. *The commercial storage of fruits, vegetables, and florist and nursery stocks*. USDA-ARS Agr. Handbook No. 66. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.
31. Mahlstede, J. P., and W. E. Fletcher. 1960. *Storage of Nursery Stock*. Washington, D.C.: Amer. Assn. Nurserymen, pp. 1-62.
32. McGuire, J. J., L. S. Albert, and V. K. Shutak. 1968. Effect of foliar applications of 3-indolebutyric acid on rooting of cuttings of ornamental plants. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 93:699-704.
33. Milbocker, D. C. 1981. Ventilated high humidity propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:480-82.
34. Molnar, J. M., and W. A. Cumming. 1968. Effect of carbon dioxide on propagation of softwood, conifer, and herbaceous cuttings. *Can. Jour. Plant Sci.* 48:595-99.
35. Noland, D. A., and D. J. Williams. 1980. The use of pumice and pumice-peat mixtures as propagation media. *The Plant Propagator* 26(4):6-7.
36. Osborne, W. W. 1961. Soil sterilization and fumigation. *Proc. Plant Prop. Soc.* 11:57-67.
37. Paul, J. L. 1968. Water quality and mist propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 18:183-86.
38. Paul, J. L., and A. T. Leiser. 1968. Influence of sodium in the mist water on rooting of chrysanthemums. *HortScience* 3(3):187-88.
39. Pearse, H. L. 1948. Growth substances and their practical importance in horticulture. *Commonwealth Bur. of Hort. and Plant. Crops, Tech. Comm. No. 20*.
40. Petersen, F. 1961. Current methods in the selection and production of nursery stock. *Proc. Plant Prop. Soc.* 11:235-40.
41. Petersen, H. 1962. A photoelectric timing control for mist application. *Proc. 15th Inter. Hort. Cong.* 3:273-79.
42. Pike, A. V. 1972. Propagation by roots. *Horticulture* 50(5):56, 57-61.
43. Pokorny, F. A. 1965. An evaluation of various equipment and media used for mist propagation and their relative costs. *Ga. Agr. Exp. Sta. Bul.* n.s. 139.
44. Pryor, R. L., and R. N. Stewart. 1963. Storage of unrooted azalea cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 82:483-84.
45. Raabe, R. D., and J. Vlamis. 1966. Rooting failure of chrysanthemum cuttings resulting from excess sodium or potassium. *Phytopath.* 56:713-17.
46. Scaramuzzi, F. 1965. Nuova tecnica per stimolare la radicazione delle talle legnose di ramo (A new technique for stimulating rooting in hardwood cuttings). *Riv. Ortoflorofrutticoltura Ital.* 49:101-4.

47. Smith, P. F. 1944. Rooting of guayule stem cuttings in aerated water. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 44:527-28.
48. Snyder, W. E., and C. E. Hess. 1956. Low temperature storage of rooted cuttings of nursery crops. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 67:545-48.
49. Sorenson, D. C., and G. D. Coorts. 1968. The effect of nutrient mist on propagation of selected woody ornamentals. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 92:696-703.
50. Stoutemyer, V. T. 1968. Root cuttings. *The Plant Propagator* 14(4):4-5.
51. Templeton, H. M. 1953. The phytotektor method of rooting cuttings. *Proc. Plant Prop. Soc.* 3:51-56.
52. Thimann, K. V., and J. Behnke-Rogers. 1950. *The use of auxins in the rooting of woody cuttings*. Petersham, Mass.: Harvard Forest, M. M. Cabot Foundation.
53. Tinga, J. H., J. J. McGuire, and R. J. Parvin. 1963. The production of pyracantha plants from large cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 82:557-61.
54. Van Braght, J., H. van Gelder, and R. L. M. Pierik. 1976. Rooting of shoot cuttings of ornamental shrubs after immersion in auxin-containing solutions. *Scient. Hort.* 4:91-94.
55. Vanderbrook, C. 1956. The storage of rooted cuttings. *Amer. Nurs.* 103(9):10, 76-77.
56. Vanstone, F. H. 1959. Equipment for mist propagation developed at the N.I.A.E. *Ann. Appl. Bio.* 47:627-31.
57. Waxman, S., and J. H. Whitaker. 1960. A light-operated interval switch for the operation of a mist system. *Prog. Rpt. No. 40, Storrs (Conn.) Agr. Exp. Sta.*
58. Wells, J. S. 1952. Pointers on propagation: Propagation of *Taxus*. *Amer. Nurs.* 96(11):13, 37-38, 43.
59. ———. 1962. Wounding cuttings as a commercial practice. *Proc. Plant Prop. Soc.* 12:47-55.
60. Wott, J. A., and H. B. Tukey, Jr. 1967. Influence of nutrient mist on the propagation of cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 90:454-61.
61. Zimmerman, P. W. 1930. Oxygen requirements for root growth of cuttings in water. *Amer. Jour. Bot.* 17:842-61.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

DORAN, W. L. 1957. Propagation of woody plants by cuttings. *Mass. Agr. Exp. Sta. Bul.* 491.

INTERNATIONAL PLANT PROPAGATORS' SOCIETY. Proceedings of Annual Meetings.

JOINER, J. N., R. T. POOLE, and C. A. CONOVER. 1981. Propagation. Chapter 11 in J. N. Joiner, ed., *Foliage plant production*. Englewood Cliffs, N.J.: Prentice-Hall.

LAMB, J. G. D., J. C. KELLY, and P. BOWBRICK. 1975. *Nursery stock manual*. London: Grower Books.

MCMILLAN-BROWSE, P. 1979. *Plant propagation*. New York: Simon & Schuster.

ROWE-DUTTON, P. 1959. Mist propagation of cuttings. *Bucks, England: Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal, Digest No. 2*.

WELCH, H. J. 1970. *Mist propagation and automatic watering*. London: Faber and Faber.

Aspectos Teóricos del Injerto

Los orígenes del injerto pueden encontrarse en tiempos antiguos. Existen pruebas de que el arte de injertar fue conocido por los chinos desde 1000 años antes de J.C. En sus escritos, Aristóteles (384-322 antes de J.C.), trata de los injertos con bastante detalle. Durante los días del Imperio Romano el injerto era muy popular y en los escritos de esa época se describen los métodos de injerto con gran precisión. El apóstol Pablo, en su epístola a los romanos (11: 17-24) habla del injerto entre olivos "buenos" y olivos "cimarrones".

En el período del Renacimiento (1350-1600) se presentó un interés renovado por las prácticas de injerto. A los jardines europeos se importó un gran número de plantas de países extranjeros y se les mantuvo por medio de injertos. Para el siglo XVI, en Inglaterra eran de uso general los injertos de hendedura y de lengüeta y se comprendió que debían hacerse coincidir las capas de cámbium, aunque no se entendía y apreciaba la naturaleza de este tejido. Los propagadores se veían obstaculizados por la falta de una buena cera para injertar, empleando para cubrir los injertos una mezcla de arcilla mojada y estiércol. En el siglo XVII se plantaron en Inglaterra muchos huertos, todos ellos con árboles propagados por injerto.

Al inicio del siglo XVIII Stephen Hales, en sus estudios de la "circulación de la savia" en las plantas, injertó tres árboles por aproximación, encontrando que el árbol central permaneció vivo aun cuando se le cortaron sus raíces. Por la misma época, Duhamel estudió la cicatrización de las heridas y la unión de injertos leñosos. En esa época se consideraba que la unión de injertos actuaba como algún tipo de filtro, cambiando la composición de la savia que fluía a su través. En 1821, Thouin (167) describió 119 métodos de injerto y trató de cambios en hábitos resultantes del injerto. A fines del siglo XIX Vöchting (177) continuó los trabajos de Duhamel sobre la anatomía de la unión de injerto.

Liberty Hyde Bailey en *The Nursery Book* (6), publicado en 1891, describió e ilustró los métodos de injerto de púa y de yema usados comúnmente en los EUA y Europa en esa época. Los métodos que se usan en la actualidad difieren muy poco de los descritos por Bailey.

TERMINOLOGIA

Injertar es el arte de unir entre sí dos porciones de tejido vegetal viviente de tal manera que se unan y posteriormente crezcan y se desarrollen como una sola planta. Cualquier técnica con

que se logre este fin puede considerarse como un método de injerto, por lo cual no es de sorprender que en la literatura relacionada se describan innumerables procedimientos de injerto. A través de los años se han establecido varios métodos diferentes que permiten al propagador resolver casi cualquier problema de injerto, los cuales se describen en el Cap. 12, aclarando que existen muchas variaciones de cada uno de ellos y que hay otras formas, algo diferentes, con las que pueden obtenerse los mismos resultados. En la Fig. 11-1 se ilustra una planta injertada y las partes que intervienen en su injerto.

El injerto de yema (inglés "budding") es similar al injerto común, excepto que la púa o injerto (véase adelante) se reduce en tamaño de manera que contenga una sola yema. En el Cap. 13 se describen los diversos métodos para este tipo de injerto.

La púa o injerto es un pequeño trozo de rama separado de la planta madre que contiene varias yemas en reposo y que cuando se une con el patrón, forma la porción superior del injerto y de la cual crecen el tallo y las ramas, o ambos, de la planta injertada. Debe ser de la cultivar deseada y estar libre de enfermedades.

El patrón (*pie, masto o portainjerto*), es la parte inferior del injerto que se desarrolla a formar el sistema radical de la planta injertada. Puede proceder de semilla (plántula), de una estaca enraizada o de una planta acodada. Si el injerto se hace en la parte alta de un árbol, como en el injerto de copa, el patrón puede consistir en las raíces, el tronco y las ramas de armazón.

El patrón intermedio (Tallo intermedio) es una porción de tallo insertado mediante dos uniones de injerto entre la púa y el patrón. Un patrón intermedio se usa por varias razones; entre ellas para evitar una incompatibilidad entre el patrón y la púa, para hacer uso de un tronco resistente a las bajas temperaturas invernales o para aprovechar sus propiedades en el control del crecimiento.

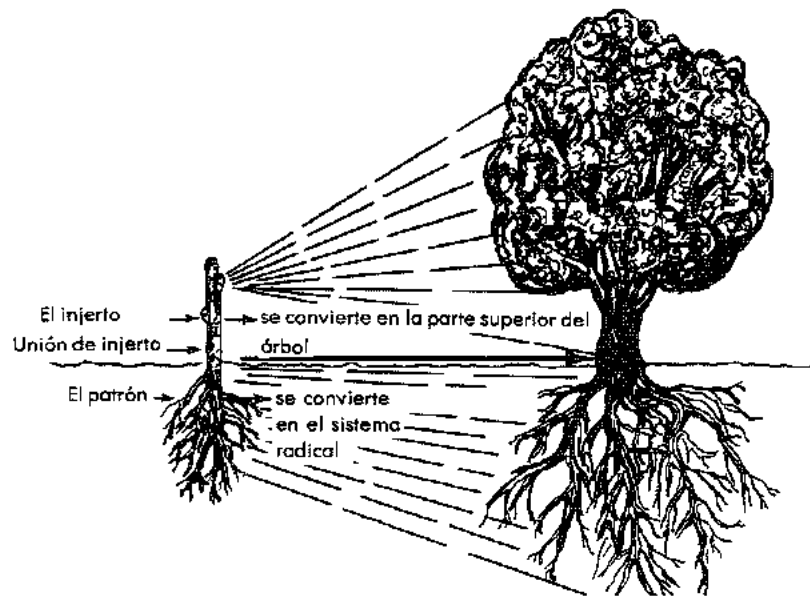


Fig. 11-1 En las plantas injertadas, todo el sistema ramal está formado por el crecimiento que se origina de una (o más) yema(s) de la púa o injerto. El sistema radical está formado por la extensión de las raíces del patrón original. La unión de injerto permanece en el punto en que se unen las dos partes durante toda la vida de la planta.

El **cámbium** es un tejido delgado de la planta situado entre la corteza (floema) y la madera (xilema). Sus células son meristemáticas, esto es, capaces de dividirse y formar nuevas células. Para lograr una unión de injerto exitosa, es esencial que el cámbium de la púa se coloque en contacto estrecho con el cámbium del patrón.

Callo es un término que se aplica a la masa de células de parénquima que se desarrollan de y alrededor de tejidos vegetales lesionados. Se forma en el sitio de contacto de una unión de injerto, originándose de las células vivientes tanto de la púa como del patrón. La producción y el enraizamiento de estas células de parénquima (o callo) constituye uno de los pasos importantes en el proceso de cicatrización de un injerto exitoso.

RAZONES PARA INJERTAR (DE PUA O DE YEMA)

Los injertos ya sea de púa o de yema sirven para diferentes propósitos, como los siguientes:

1. Perpetuar clones que no se pueden mantener con facilidad por estacas, acodos, división o por otros métodos asexuales.
2. Obtener los beneficios de ciertos patrones.
3. Cambiar las cultivares de plantas ya establecidas.
4. Acelerar la madurez reproductiva de selecciones de plántulas obtenidas en los programas de hibridación.
5. Obtener formas especiales de crecimiento de las plantas.
6. Reparar partes dañadas de los árboles.
7. Estudiar enfermedades virosas.

Cada una de estas razones se considera detalladamente más adelante.

Perpetuación de clones que no pueden ser mantenidos con facilidad por estacas, acodos, división u otros métodos asexuales

Las cultivares de algunos grupos de plantas, incluso de la mayoría de las especies frutales y de nueces, así como de muchas otras plantas leñosas como el eucalipto y el pinabete, no se propagan comercialmente por estacas debido a que con los métodos disponibles en la actualidad no se les puede hacer enraizar o no se logra hacerlo en cantidades satisfactorias. Con frecuencia se obtienen plantas individuales iniciándolas por acodado o división, pero para la propagación en cantidades grandes es necesario recurrir al injerto de púa o de yema de las cultivares deseadas en plantas patrones con que son compatibles.

Como estas plantas son altamente heterocigotas, el clon no se puede mantener propagándolo por semilla. En las cultivares establecidas, las púas y las yemas invariablemente se toman de la fase *adulta* de desarrollo para evitar los efectos retardantes de la juvenilidad en la fructificación.

Obtención de beneficios con algunos patrones

Muchas cultivares de plantas seleccionadas por las cualidades de sus frutos o por sus características ornamentales no tienen un sistema radical muy apropiado, necesitándose para su cultivo con éxito el injertarlas en otra cultivar o tipo que tenga un sistema radical satisfactorio. Para

Clases de patrones

Los patrones pueden dividirse en dos grupos: de plántula y clonales.

Los patrones de plántula o sea aquellos que se desarrollan a partir de semilla tienen ciertas ventajas. La producción de plántulas es relativamente simple y económica y se adapta bien a los métodos de propagación en masa (véase Cap. 7). La mayoría de las plántulas no retienen los virus que ocurren en las plantas progenitoras (aunque algunos virus sí son transmitidos por semilla). En algunos casos (como en patrones de ciruelos), el sistema radical que desarrollan las plántulas tiende a crecer a mayor profundidad y anclarse con mayor firmeza que el de los patrones obtenidos de estacas.

Sin embargo, los patrones de plántulas tienen la desventaja de la variación genética, lo cual puede conducir a variabilidad en el crecimiento y comportamiento de la púa que se injerte. Es más probable que esas variaciones ocurran si las semillas se obtienen de fuentes desconocidas, no seleccionadas. Las plantas proveedoras de las semillas pueden ser desusadamente heterocigotas o haber sido fecundadas por especies afines. Dentro de la misma especie, de algunas fuentes de semilla se obtienen mucho mejores plantas patrones que de otras. Mediante ensayos cuidadosos, es posible seleccionar en una especie plantas individuales que sirvan como fuente de semillas o para iniciar un patrón clonal.

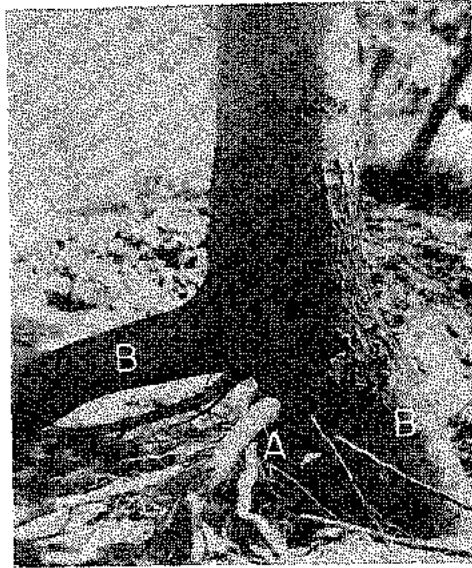
La variabilidad de los patrones procedentes de semilla se puede reducir mediante una selección cuidadosa de la fuente de semilla respecto a su identidad y protegiendo esa fuente de polinización cruzada. La variación puede reducirse si todos los árboles de vivero de la misma edad se extraen de los surcos al mismo tiempo y se descartan los árboles notoriamente fuera de tipo o con yemas. En la mayoría de los viveros, los árboles jóvenes se clasifican por tamaños, vendiendo juntos todos los de un mismo tamaño. La práctica de retener plántulas de crecimiento lento o de árboles con yemas para que crezcan durante un año adicional no es conveniente ya que tiende a perpetuar la variabilidad. En los EUA, la mayoría de los huertos frutícolas formados con patrones de plántulas no muestran más variabilidad resultante del patrón usado que aquella que resulta de diferencias ambientales inevitables en el huerto, principalmente de la variabilidad del suelo.

Los patrones clonales han recibido mucha atención en países europeos, en especial en Inglaterra, respecto a su desarrollo y empleo. Dichos patrones se propagan ya sea por acodado de banquillo o por estacas enraizadas. Cada planta patrón individual es genéticamente igual a todas las otras plantas del clon y se puede esperar que en un ambiente dado tengan características idénticas de desarrollo. A menudo los patrones clonales son convenientes no sólo para obtener uniformidad sino, lo que es de igual importancia, para conservar sus características especiales y las influencias específicas que tienen en las variedades que se les injertan, como resistencia a las enfermedades, hábito de crecimiento o de floración. Para mantener la influencia del patrón se debe evitar la plantación profunda del árbol del vivero, la cual puede conducir al enraizamiento de la púa o injerto, como se muestra en la Fig. 11-2. Entre a mayor profundidad quede en el suelo la unión de injerto, hay más probabilidades de que aumente la incidencia del enraizamiento de éste. (26)

Las combinaciones de diversos patrones clonales con distintas variedades de injerto permiten alcanzar mucho refinamiento en el comportamiento de los árboles injertados. Sin embargo, antes de que se pueda definir y predecir su comportamiento, es necesario que se pruebe prolijamente cada combinación de patrón-injerto.

En la propagación y empleo de patrones clonales es de mucha importancia que para la propagación en vivero se obtenga sólo material libre de organismos patógenos ya que cualquier enfermedad presente en esos materiales es mantenida y propagada en el material que se emplea como patrón. En ese material de patrones "limpios" sólo se deben injertar puas o yemas libres de enfermedades.

Fig. 11-2 Raíces del injerto producidas en un peral "Old Home" injertado sobre membrillero. (A) Raíces originales de membrillero. (B) raíces del injerto que salen del peral "Old Home" arriba de la unión de injerto. Estas raíces se han convertido en el sostén principal del árbol. La influencia achaparrante debida a las raíces de membrillero ha desaparecido.



muchas especies hay disponibles patrones de injerto que toleran condiciones desfavorables, como suelos pesados, húmedos, o resisten al ataque de insectos o enfermedades del suelo mejor que cuando las plantas se cultivan en sus propias raíces.¹ También, para algunas especies se dispone de patrones que controlan el tamaño de la planta, haciendo que la planta compuesta (injertada), tenga un vigor excepcional o se quede achaparrada. Con algunos patrones, en particular de cítricos, se obtienen de la variedad injertada frutos de mejor tamaño y calidad que con otros. (145)

En Europa se utilizan patrones especiales para hortalizas que se cultivan en invernadero a fin de evitar enfermedades como marchitez por fusarium y por verticilium. (85) En Holanda se han injertado pepinos del tipo de invernadero para forzar sobre *Cucurbita ficifolia* y se injertan cultivares comerciales de tomate en patrones híbridos F_1 resistentes a las enfermedades. (159)

INJERTOS DOBLES

Es posible combinar más de dos clones de plantas en un arreglo o disposición vertical. Además del patrón y del injerto se puede insertar entre ellos por injerto una tercera clase de planta. A esta sección se le llama sección intermedia de tallo o patrón intermedio.

En la propagación de plantas hay varias razones para usar el injerto doble.

1. El patrón intermedio hace posible evitar cierto tipo de incompatibilidades.
2. El patrón intermedio puede tener una característica específica (como resistencia a las enfermedades o a temperaturas bajas) que no poseen ni el patrón ni el injerto, lo cual hace que el patrón intermedio resulte valioso para usarlo con el fin de formar el armazón principal del árbol.

¹ En los Caps. 18 y 19 se presenta una exposición detallada de los patrones disponibles para diversas especies frutales y ornamentales.

3. En los casos en que las características del patrón intermedio sean las que más interesan, es posible que se necesite injertarle cierta cultivar resistente a las enfermedades.
4. El patrón intermedio puede tener una influencia definida sobre el crecimiento de los árboles. Por ejemplo, cuando entre un patrón vigoroso y una cultivar injertada vigorosa se injerta una sección de tallo del patrón de manzano achaparrante "Malling 9", se reduce el crecimiento del árbol así formado y se estimula la floración en comparación con un árbol similar propagado sin la sección de tallo intermedia (141) (Véase Fig. 11-24).

Los viveristas que venden árboles con patrón de plántula, clonal o con un patrón intermedio clonal, deben identificar esos patrones en la etiqueta en la misma forma que lo hacen para la cultivar que es objeto del cultivo (injerto).

Cambio de las cultivares de plantas establecidas (Injerto de copa)

Es posible que un árbol frutal o todo un huerto sea de una cultivar no conveniente o deseada por diversas razones, tales como porque es improductiva, una cultivar antigua cuyos frutos ya no tienen demanda, porque tienen malos hábitos de crecimiento o, posiblemente, porque es susceptible a insectos o enfermedades prevalentes. En tanto se utilice un tipo compatible la armazón del árbol puede volverse a injertar con una cultivar más conveniente (véase Fig. 12-31).

En un huerto formado por una sola cultivar de una especie que requiere polinización cruzada, se puede obtener ésta en forma satisfactoria injertando en la copa de los árboles dentro del huerto y distribuida en forma conveniente una cultivar polinizadora adecuada. O si un solo árbol de una especie, como un cerezo dulce, no fructifica por falta de polinización cruzada, es posible injertarle en una rama la cultivar polinizadora adecuada.

Una planta individual pistilada (femenina) de una especie díoca (que produce las flores pistiladas y estaminadas en plantas individuales separadas), como los acebos (*Ilex*), es posible que no fructifiquen debido a la falta, en la cercanía, de una planta estaminada (masculina) que proporcione la polinización adecuada. Este problema puede corregirse injertando una púa (o yema) de una planta estaminada en una rama de la planta pistilada.

Resulta de interés para el horticultor doméstico el hecho de que en un solo árbol de casi cualquier especie frutal es posible injertar varias cultivares, injertando cada rama primaria de la armazón con una cultivar diferente. Por ejemplo, es posible tener en un solo árbol de cítricos: naranjas, limones, toronjas, mandarinas y limón agrio; o bien un sistema radical de duraznero puede ser injertado con ciruelos, almendros, albaricoques y nectarinas. Sin embargo, algunas cultivares (o especies) diferentes crecen con distinto grado de vigor, de manera que se necesita hacer una poda cuidadosa para recortar las cultivares más vigorosas del árbol para evitar que su desarrollo domine a las otras.

Aceleración de la madurez reproductiva de selecciones de plántulas

En varios programas de crianza de frutales, si se deja que las plántulas jóvenes obtenidas de semilla crezcan en sus propias raíces, pueden necesitarse de cinco a diez, o más, años para que pasen de la etapa de crecimiento juvenil y empiecen a fructificar. A menos que la influencia de la juvenilidad sea demasiado fuerte, este periodo puede ser acortado injertando ramas de las plántulas pequeñas en árboles grandes establecidos (174) o en ciertos patrones achaparrantes. (175) Ese injerto no elimina la juvenilidad de la plántula, sino más bien aprovecha el sistema radical más extenso.

Es posible injertar varias plántulas seleccionadas en un solo árbol maduro, pero esto puede no ser aconsejable debido al riesgo de contaminación por virus procedentes del árbol viejo, o tal vez de uno o más de los injertos, diseminándose a los otros.

En ocasiones, algunas plántulas obtenidas en los programas de crianza y que presentan características deseables nunca llegan a crecer bien en sus propias raíces, pero cuando se les injerta en un patrón vigoroso, compatible, se desarrollan con la forma y estatura deseadas. (38) Por ejemplo, de cruzamientos de *Syringa laciniata* X *S. vulgaris* se obtienen las lilas chinas, pero muchas de las plántulas carecen del vigor suficiente como para vivir más de dos o tres años. Sin embargo, cuando se injertan de yema en la lila de árbol, *Syringa amurensis japonica*, sobreviven y crecen vigorosamente. (149)

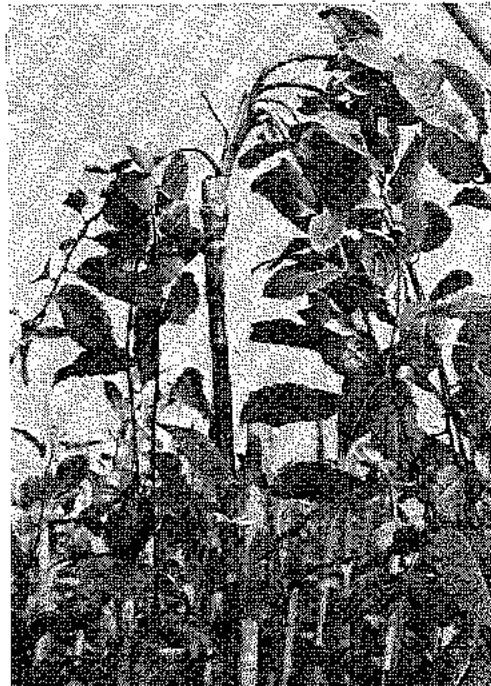
Obtención de formas especiales de crecimiento

Injertando entre sí ciertas combinaciones, es posible producir plantas con crecimiento de tipo poco común, como rosales de "árbol" o cerezos o abedules con "ramas colgantes" (péndulas). Para este fin, a un tallo de crecimiento erecto se le injerta, a una altura de 1.2 a 1.8 m, una cultivar o especie que tenga el hábito péndulo (véase la Fig. 11-3). Los cactus son fáciles de injertar para producir plantas con formas poco comunes, como se muestra en la Fig. 11-4.

Reparación de partes dañadas de árboles

En ocasiones, las raíces, el tronco o las ramas grandes de los árboles son dañados seriamente por las bajas temperaturas de invierno, los implementos de cultivo, enfermedades o roedores. Estos daños pueden repararse con injertos de puente o arqueado, salvando, así, la planta. Las técnicas para ello se tratan en detalle en el Cap. 12.

Fig. 11-3 Cómo es posible obtener plantas con ramas de hábito colgante mediante el injerto. En la parte superior de una cultivar de crecimiento erecto se le hace un injerto de costado de una cultivar de hábito pendular.



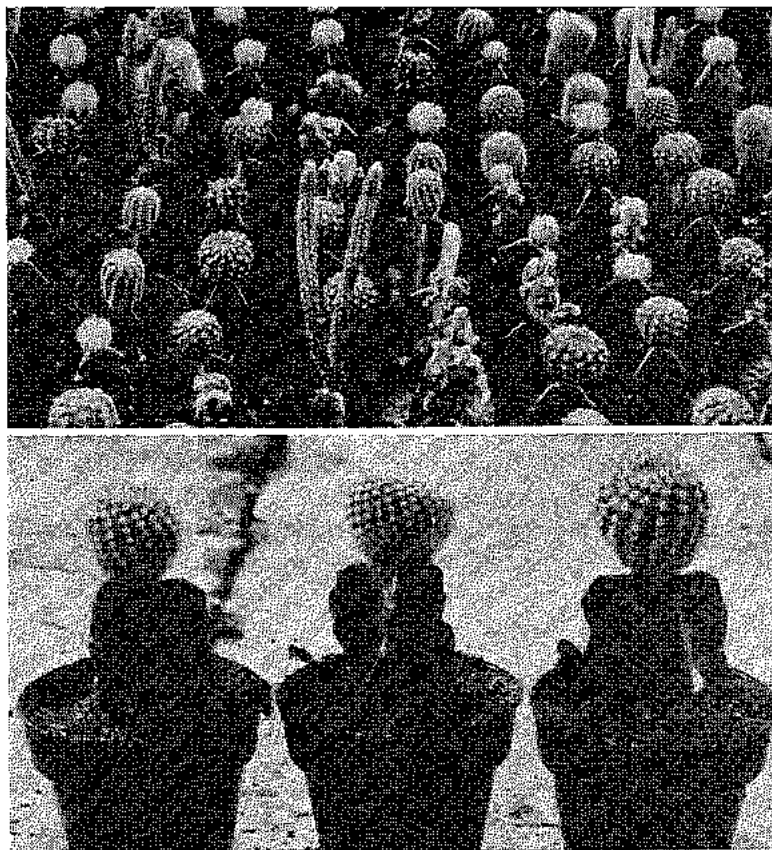


Fig. 11-4 Cactus ornamentales injertados. Como patrón se utiliza una cultivar que enraice con facilidad y se le injerta algún tipo atractivo poco común. Estos injertos se hacen en grandes cantidades en Japón y se envían a viveros mayoristas de otros países para que sean enraizados, colocados en macetas y cultivados hasta que estén listos para su venta.

Estudio de enfermedades virosas

Las enfermedades virosas pueden transmitirse de una planta a otra por injerto. Esta característica hace posible comprobar la presencia de virus en plantas que pueden ser portadoras del organismo patógeno pero que muestran pocos o ningún síntomas. Injertando púas o yemas de una planta sospechosa de que porte el virus a una planta indicadora conocida por ser muy susceptible al mismo, mostrando síntomas claros, la identificación resulta fácil. (110) A este procedimiento se le llama *catalogación* (véase Cap. 8).

Para detectar la presencia de un virus latente en un portador asintomático no es necesario usar una combinación que forme una unión de injerto permanente y compatible. Por ejemplo, el cerezo de flor "Shirofugen" (*Prunus serrulata*) se usa para detectar virus en duraznos, ciruelos, almendros y albaricoques. El cerezo no forma una unión compatible con esas especies, pero una unión temporal, incompatible, es suficiente como puente para transferir el virus. (92)

INJERTOS NATURALES

Ocasionalmente se tiene oportunidad de ver ramas que se han injertado de manera natural entre sí, después de un largo periodo de haber estado apretadas entre sí sin disturbio. La hiedra inglesa (*Hedera helix*) forma injertos de este tipo y se han efectuado estudios detallados de la translocación en injertos naturales de esa especie. (112) No tan notorios, pero de mucha mayor significancia y ocurrencia, en particular en poblaciones de especies forestales, como pino, pinabete, roble, abeto Douglas, es el injerto natural de raíces. (58, 163)

Estos injertos son más comunes entre raíces del mismo o entre árboles de la misma especie. Los injertos entre raíces de especies diferentes son raros. En los bosques, en ocasiones, se encuentran tocones vivientes, que se han mantenido vivos debido a que sus raíces se han injertado en aquellas de árboles vecinos intactos. (108) Se ha estudiado la anatomía del injerto natural de raíces aéreas. El contacto inicial se establece con la formación y fusión de pelos epidérmicos. (139) Esos injertos naturales permiten la transmisión de hongos, virus y micoplasmas de árboles infectados a sus vecinos. Ello puede ser de importancia en huertos plantados muy juntos y en las plantaciones de vivero de árboles frutales, en donde pueden ocurrir numerosos injertos de raíz, conduciendo a una lenta diseminación de patógenos en la plantación. (90) El injerto natural de raíces es una fuente potencial de error en los procedimientos de catalogación de virus, cuando se cultivan muy cerca árboles libres de virus y árboles infectados. (61) Además, por medio de esas conexiones naturales de raíces se pueden diseminar organismos patógenos fungosos como los que causan la marchitez del roble y la enfermedad holandesa del olmo.

FORMACION DE LA UNION DE INJERTO

Se han efectuado numerosos estudios detallados de la cicatrización de las uniones de injerto, en su mayoría en plantas leñosas. (35, 50, 106, 117, 143, 151, 161, 165) En forma sucinta, la secuencia usual de eventos en la cicatrización de una unión de injertos es como sigue (Fig. 11-5).

1. El tejido recién cortado de la púa, con capacidad de actividad meristemática, se coloca en contacto seguro, íntimo, con tejido similar recién cortado del patrón, de manera que las regiones cambiales de ambos estén en estrecho contacto. Las condiciones de temperatura y humedad deben ser tales que estimulen la actividad de crecimiento en las células recién expuestas y en las circundantes.
2. Las capas externas expuestas de células de la región cambial tanto de la púa como del patrón producen células de parénquima que pronto se entremezclan y entrelazan, formando lo que se llama tejido callo (Figs. 11-6 y 11-7).
3. Algunas células de este callo de nueva formación que están en la misma dirección de la capa de cámbium de la púa y el patrón intactos se diferencian en nuevas células cambiales.
4. Estas nuevas células cambiales producen nuevo tejido vascular, xilema hacia el interior y floema hacia el exterior, estableciendo así conexión vascular entre la púa y el patrón. Un requisito para el éxito de la unión de injerto.

La formación de una unión de injerto puede considerarse como la cicatrización de una herida. (14) Una lesión al tejido como la que puede ocurrir si el extremo cortado de una rama se raja longitudinalmente cicatrizará con rapidez si las partes afectadas se juntan estrechamente entre sí. Se producen nuevas células de parénquima por la proliferación abundante de las células de la región cambial de ambas partes, formando tejido calloso. Algunas de las células de parénquima de nueva producción se diferencian a formar células de cámbium, produciendo subsecuentemente xilema y floema.

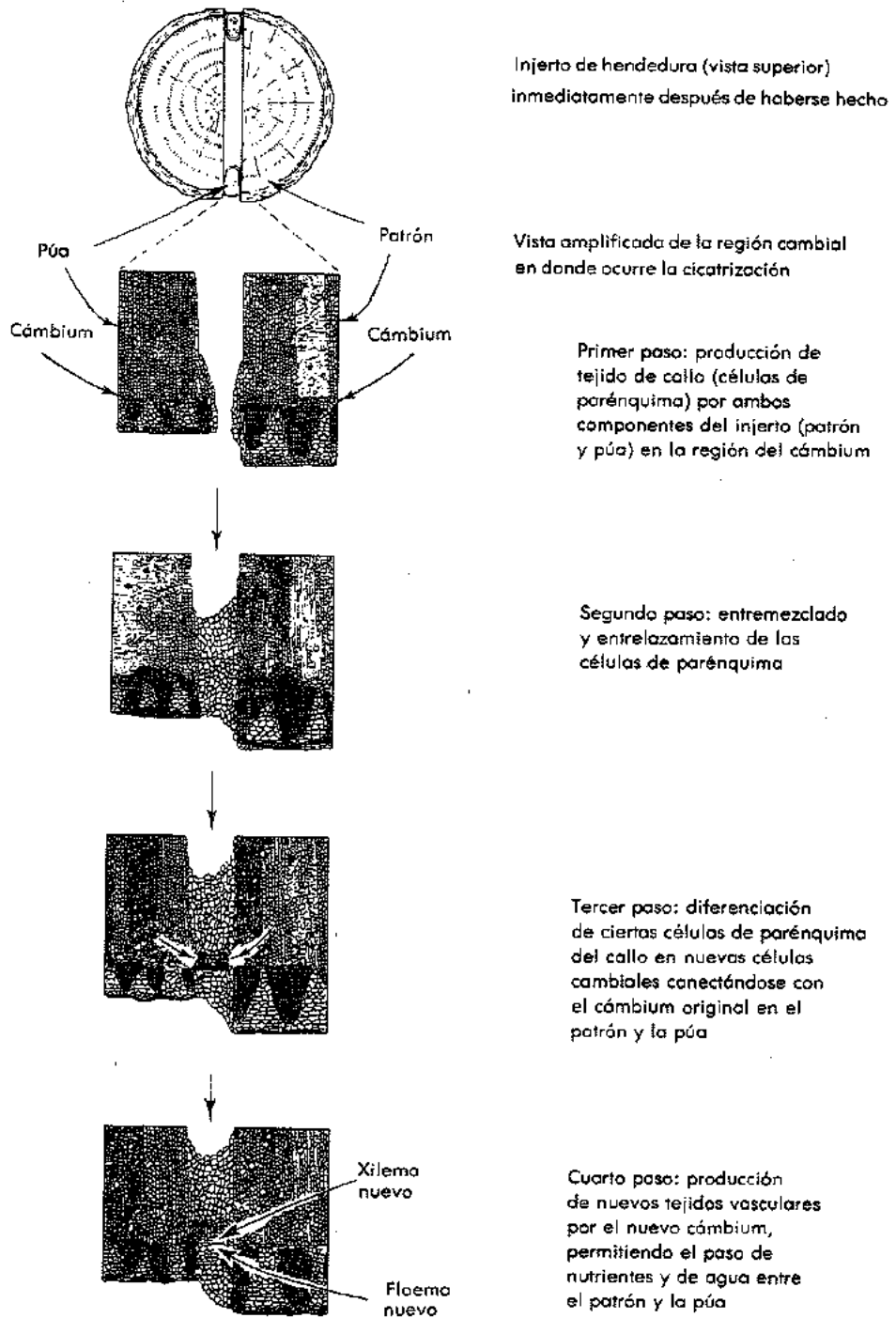
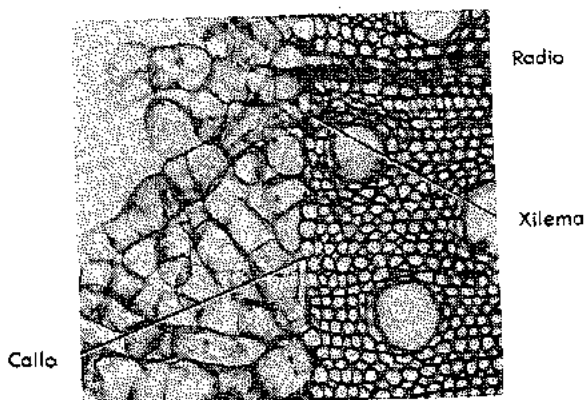


Fig. 11-5 Diagrama de la secuencia de desarrollo durante la cicatrización de una unión de injerto, ejemplificada con un injerto de hendidura.

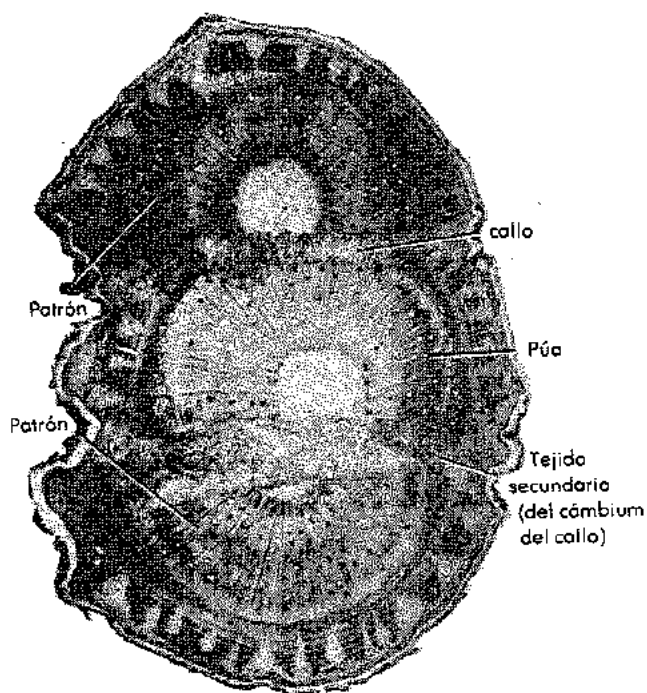
Fig. 11-6 Producción de callo por xilema incompletamente diferenciado, expuesto por la separación de una tira de corteza. X 120. Reproducido con autorización de K. Esau, *Plant Anatomy* (New York: John Wiley & Sons, Inc., 1953).



Si entre las dos partes rajadas se interpone una tercera parte separada, cortada en tal forma que un gran número de las células de su región cambial puedan ser colocadas en contacto estrecho con aquellas del cámbium de las partes rajadas, la proliferación de células de parénquima en la región cambial de ambas partes producen una pronta cicatrización completa, quedando la porción extraña, inserta, completamente unida con las partes originales partidas. Esencialmente, una unión de injerto es una herida cicatrizada, en la cual la porción adicional de tejido extraño se ha incorporado por completo a la herida cicatrizada.

Sin embargo, esta porción de tejido adicional, la púa, no reasumirá con éxito su crecimiento a menos que se establezca una conexión vascular de manera que pueda obtener agua y

Fig. 11-7 Sección transversal de un injerto de hendedura en *Hibiscus* que muestra la importancia del callo para la cicatrización de la unión de injerto. La actividad cambial del tallo ha dado por resultado la producción de tejidos secundarios que han unido los tejidos vasculares del patrón y de la púa. X 10. Reproducido con autorización de K. Esau *Plant Anatomy* (New York: John Wiley & Sons, Inc., 1953).



nutrientes. Además, la púa debe tener una región meristemática terminal, una yema, para que pueda continuarse el crecimiento de la rama y finalmente proveer fotosintatos al sistema radical.

En la cicatrización de una unión de injerto, las partes del injerto que originalmente se preparan y colocan en contacto estrecho, no se desplazan en sí mismas o crecen juntas. La unión se forma por completo mediante células que se desarrollan *después* de que se ha efectuado la operación de injerto.

Además, debe hacerse resaltar que en una unión de injerto *no se efectúa una mezcla de contenidos celulares*. Las células producidas por el patrón y la púa conservan cada una de ellas su propia identidad.

Considerando en mayor detalle los pasos implicados en la cicatrización de una unión de injerto, se puede decir que el primero que se enumera es un paso preliminar, pero que, sin embargo, es esencial y uno sobre el cual el propagador tiene control.

1. *Establecimiento de un contacto íntimo de una extensión considerable de la región cambial del patrón y de la púa en condiciones ambientales favorables.*

Las condiciones de temperatura que conducen a la actividad celular son esenciales. Usualmente, temperaturas de 12.8 a 32 °C, dependiendo de la especie, son favorables para un crecimiento rápido. Por tanto, las operaciones de injerto que se hagan a la intemperie o al exterior deben hacerse en una época del año en que pueden esperarse dichas temperaturas y cuando los tejidos vegetales, en especial el cámbium, están naturalmente en estado activo. Estas condiciones, por lo general, se presentan en los meses de primavera. Desde luego que en condiciones de injertos en invernadero y de banco, las condiciones de temperatura se pueden controlar con facilidad, conduciendo con ello a una mayor confiabilidad en los resultados.

El nuevo tejido de callo que se origina de la región cambial está formado por células de pared delgada, turgentes, que con facilidad pueden secarse y morir. Para la producción de esas células de parénquima es importante que alrededor de la unión de injerto se conserve elevada la humedad del aire. Esto explica la necesidad de encerar prolijamente la unión de injerto o de colocar los injertos de raíz en un medio húmedo para mantener un alto nivel de hidratación de los tejidos.

También es de importancia que la región de la unión de injerto se conserve tan libre como sea posible de organismos patógenos. Las células de pared delgada, en condiciones de humedad y temperatura relativamente elevadas, proporcionan un medio favorable para el desarrollo de hongos y bacterias, que son bastante perjudiciales para la formación exitosa de la unión. El encerar con prontitud la unión de injerto ayuda a prevenir esas infecciones.

Es esencial que los dos componentes originales del injerto se mantengan firmemente unidos entre sí de alguna manera, como por envoltura, amarre o clavado, o, aún mejor (como en los injertos de hendedura), acufiando de tal manera que las partes no se muevan y desplacen las células de parénquima entrelazadas después de que se ha iniciado la proliferación de las células.

A menudo se afirma que para que el injerto tenga éxito, las capas de cámbium del patrón y de la púa deben "coincidir". Aunque ello es conveniente, es poco probable que se logre o pueda lograrse alguna vez la coincidencia completa de las capas de cámbium. De hecho, sólo es necesario que las regiones cambiales estén lo suficientemente cercanas entre sí para que las células de parénquima producidas en esa región por el patrón y la púa puedan entrelazarse. Un ligero cruzamiento de las capas de cámbium de la púa y el patrón asegura el entrelazamiento del callo, siendo en la región del cámbium en donde es mayor la producción de callo.

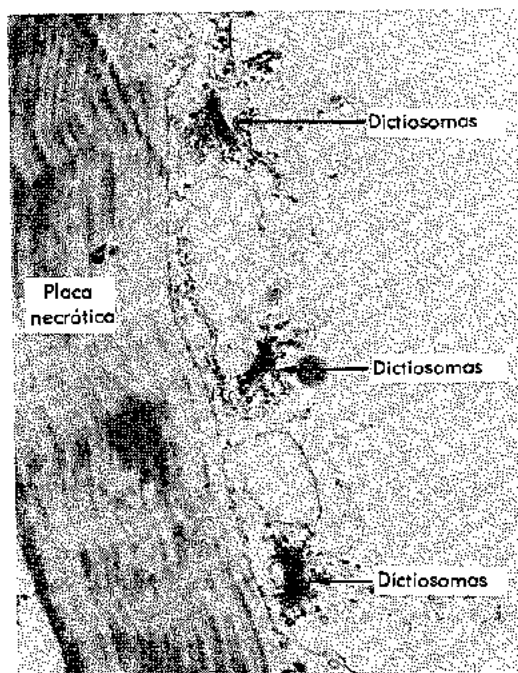
Cuando dos capas de cámbium no coinciden bien, puede retardarse la unión, o si la coincidencia es en extremo deficiente, no llega a efectuarse la unión de injerto. En estudios (124) de injertos de plantas monocotiledóneas se encontró que la capa de cámbium no se requería necesariamente para obtener una buena unión de injerto, sino que cualquier tejido meristemático puede generar tejido de callo para conducir a la formación de una unión entre patrón y púa.

2. Producción y entrelazamiento de células de parénquima (tejido de callo) por el patrón y la púa

Durante la operación de injerto, las células cortadas y dañadas por la navaja de injertar se vuelven de color pardo y mueren, formando una placa necrótica que separa las dos partes del injerto. Se desarrolla peridermo de lesiones y las capas de contacto se vuelven suberizadas. Debajo de esas células muertas, las células vivas muestran un incremento en la actividad citoplasmática y, cuando menos en algunas plantas, una marcada acumulación de dictiosomas² a lo largo de las superficies de injerto (véase Fig. 11-8). (114, 115, 116, 117) Al parecer estos dictiosomas segregan material en el espacio que queda entre las paredes celulares de los componentes del injerto por vía de la migración de vesículas al plasmalema, conduciendo a una rápida adhesión entre las células parenquimatosas que están en las superficies de la región del injerto.

De esas células vivientes proliferan nuevas células de parénquima (callo) en un lapso de 1 a 7 días tanto del patrón como de la púa, procediendo del parénquima de las células del radio y de las partes inmaduras del xilema. Al parecer la capa cambial misma tiene poca participación en este primer desarrollo del callo. (89, 146, 155)

Fig. 11-8 Acumulación de dictiosomas a lo largo de las paredes celulares adyacentes a la capa necrótica 6 horas después del autoinjerto compatible en *Sedun telephoides*. 17 500 X. Fotografía cortesía de R. Moore y D. B. Walker. (117)



² En las células vegetales los dictiosomas son una serie de placas aplanadas o de lamelas dobles, una de las partes componentes del aparato de Golgi.

Al injertar púas en patrones establecidos, el patrón produce la mayor parte del callo. Estas células de parénquima que comprenden el tejido esponjoso del callo penetran en la delgada capa necrótica en el transcurso de dos a tres días y pronto llenan el espacio que hay entre los dos componentes del injerto (patrón y púa), enlazándose íntimamente y proporcionando cierto sostén mecánico y permitiendo también un paso limitado de agua y nutrientes entre el patrón y el injerto. Durante algún tiempo, entre el callo que se origina del patrón y aquel que se origina de la púa, existe una línea parda más o menos continua, formada por células muertas y machacadas remanentes entre los dos tejidos del injerto, sin embargo, esta línea poco a poco es reabsorbida y desaparece. En la etapa final de la cicatrización, las células de la capa exterior del callo se vuelven suberizadas. (165) Los elementos vasculares (traqueidas, vasos) previamente existentes son sellados con un depósito de goma. (16)

3. Producción de nuevo *cambium* en el puente de callo

En los bordes de la masa de callo de nueva formación, las células de parénquima que tocan las células cambiales del patrón y de la púa se diferencian en nuevas células *cambium* en un lapso de 2 a 3 semanas después de injertar. Esta formación cambial en la masa de callo avanza a partir del *cambium* original del patrón y de la púa y a través del puente de callo, hasta que se forma una conexión cambial continua entre el patrón y la púa.

En la Fig. 11-9 se muestra el desarrollo de un puente cambial a través del callo en una unión de un injerto "de astilla" en mango.

4. Formación de nuevo xilema y floema a partir del nuevo *cambium* vascular producido en el puente de callo

En el puente de callo, la capa de *cambium* recién formada comienza a tener actividad cambial característica, depositando nuevo xilema hacia el interior y nuevo floema hacia el exterior, al igual que el *cambium* vascular original del patrón y de la púa y lo continúa haciendo durante toda la vida de la planta.

En la formación de nuevos tejidos vasculares subsecuentes a la continuidad cambial, el tipo de células formado por el *cambium* está influenciado por las células del patrón adyacentes al mismo. Por ejemplo, se forman células de radio de xilema en donde el *cambium* está en contacto con los radios de xilema del patrón y elementos del xilema en donde están en contacto con elementos de xilema. (136) Se ha observado que las hojas que se desarrollan en la púa, pero no en el patrón, ejercen un fuerte estímulo para inducir la diferenciación de tejido vascular a través de las áreas de contacto del injerto. (162)

El nuevo tejido de xilema se origina de las actividades de los tejidos de la púa más bien que de los del patrón. Este origen se ha demostrado en el "injerto de anillo", en el cual de un árbol joven se remueve un anillo de corteza y se reemplaza con un anillo de corteza de otro árbol. (151) Los investigadores han encontrado que usando anillos de corteza del manzano de la variedad "Scugog" que tiene tejido de xilema de color púrpura, después del injerto, el crecimiento del xilema fue completamente de color púrpura justo debajo del anillo de corteza de "Scugog", en tanto que en el resto del árbol el xilema permaneció de color blanco. (190)

Esta producción de nuevo xilema y floema permite establecer la conexión vascular entre el patrón y la púa. Es esencial que esta etapa se complete antes de que haya mucho desarrollo foliar en las yemas de la púa. De otra manera, las áreas foliares crecientes de las ramas de la púa tendrán poca o ninguna provisión de agua para compensar las pérdidas por transpiración y el

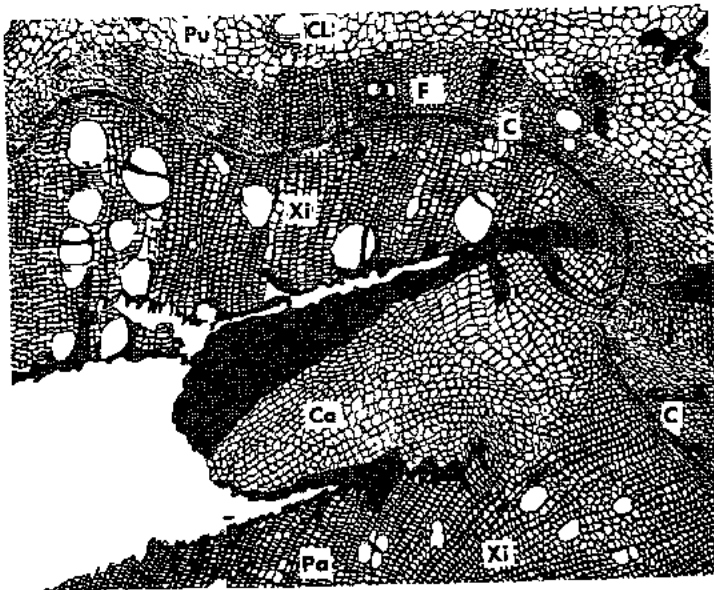


Fig. 11-9 Puente de cámbium desarrollándose a través del callo en una unión de injerto de "yema con astilla" en mango, 12 días después de realizado. Pu = púa; Pa = patrón; F = floema; Xi = xilema; C = cámbium; Ca = callo; CL = canales lactíferos. Cortesía del Dr. Soule. (161)

injerto pronto se seca y muere. Sin embargo, es posible que aunque no lleguen a establecerse conexiones vasculares, a través de las células de parénquima del callo puede efectuarse suficiente translocación como para permitir la supervivencia de la púa. En injertos de la orquídea *Vanilla*, una monocotiledónea, las púas sobrevivieron 2 años sólo con unión de parénquima. (124)

Se ha encontrado que en tabaco (37) y en algodón (84) se efectúa una secuencia de desarrollo algo diferente. Aquí, los elementos traqueales del xilema o los tubos cribosos del floema, o ambos, se forman directamente por diferenciación del callo en esos elementos vasculares; por consiguiente, entre los dos elementos vasculares se forma una capa de cámbium. Aparentemente, las células de parénquima que forman el callo pueden diferenciarse con facilidad en elementos de tipo traqueidal.

Las yemas, como se presentan en las púas de los injertos, son efectivas para inducir la diferenciación de elementos vasculares en los tejidos en que se injerten. Esta influencia de las yemas se ha demostrado insertando una yema en un trozo de raíz de *Cichorium*, formado sólo por parénquima vascular viejo, y observando, como se muestra en la Fig. 11-10, que bajo la influencia de la auxina producida por la yema las células viejas de parénquima se diferencian en grupos de elementos conductores. (24, 56)

La inducción de tejidos vasculares en el callo, como el que se forma en la cicatrización de una unión de injerto, está controlada por materiales que se originan en los puntos de crecimiento de las ramas. Más aún, el estímulo de esos ápices de las ramas para producir xilema puede ser reemplazado por concentraciones apropiadas de hormonas como auxinas, citokinas y giberelinas, así como por azúcares. (169) Se ha demostrado (186) que concentraciones de azúcar de 2.5 a 3.5% más IAA o NAA a razón de 0.5 mg/L causan la inducción de xilema y floema en el callo, con un cámbium intermedio.

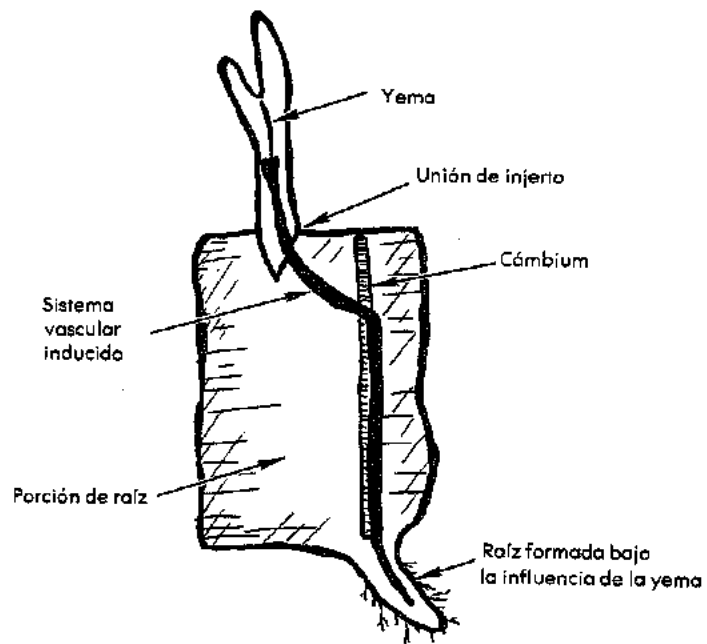


Fig. 11-10 Inducción de tejido vascular mediante el injerto de una yema en una porción de tejido de raíz de *Cicorium*. Reproducido de Gautheret. (56)

EL PROCESO DE CICATRIZACIÓN EN EL INJERTO DE YEMA EN T

En el método de injerto de yema en T, la porción de la yema usualmente está formada por epidermis, capa de corcho, corteza, floema, cámbium y, con frecuencia, algo de tejido de xilema, a lo cual va adherida externamente una yema lateral, subtendida tal vez por un pecíolo. En el injerto de yema esa porción se coloca contra el xilema y el cámbium expuestos del patrón, como se muestra en la Fig. 11-11.

El proceso de cicatrización del injerto de yema en T se ha estudiado en detalle en el rosal, (20) en cítricos (104) y en el manzano. (122) La Fig. 11-12 muestra un corte longitudinal a través de un injerto de yema en T cicatrizado.

Cuando se separa la yema de la varetta de injertar y cuando se levantan las capas de corteza a cada lado de la incisión en "T", debido a su estado tierno y succulento por lo general, en esos tejidos se destruyen el xilema y floema de nueva formación.

En el manzano, cuando se levanta la corteza del patrón en la operación de injerto, la separación ocurre en el xilema joven, no diferenciado. La zona entera cambial queda adherida al interior de las aletas de corteza. Un poco después de que se inserta el escudete con la yema, en las células cortadas se forma una placa necrótica de material. Luego, después de unos 2 días, de los radios de xilema del patrón empiezan a desarrollarse células de callo de parénquima que penetran a través de la placa necrótica. Algo de parénquima de callo del escudete pasa de manera similar a través de la placa necrótica. A medida que se produce callo adicional, éste rodea al escudete con la yema y lo mantiene en su lugar. El callo se origina casi por completo del tejido del patrón, principalmente de la superficie expuesta del cilindro de xilema. De los lados

CORTE TRANSVERSAL EN UNA YEMA INSERTADA POR EL METODO DE INJERTO EN T

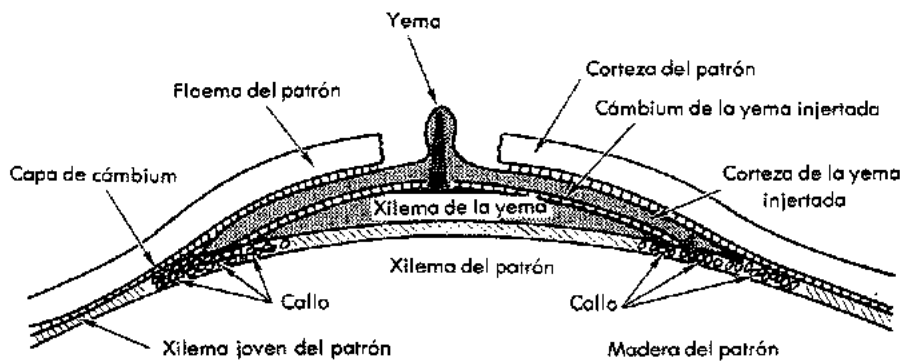


Fig. 11-11 Tejidos que intervienen en la cicatrización de un injerto de yema en T, preparado con algo de madera (xilema) adherido a la yema. La cicatrización se efectúa cuando el callo que se desarrolla del xilema joven del patrón se entremezcla con las células de callo que se forman del cámbium expuesto y del xilema joven del injerto de yema. Al levantar la corteza del patrón para insertar la yema de injerto, se despega por separación de las células de xilema más jóvenes.

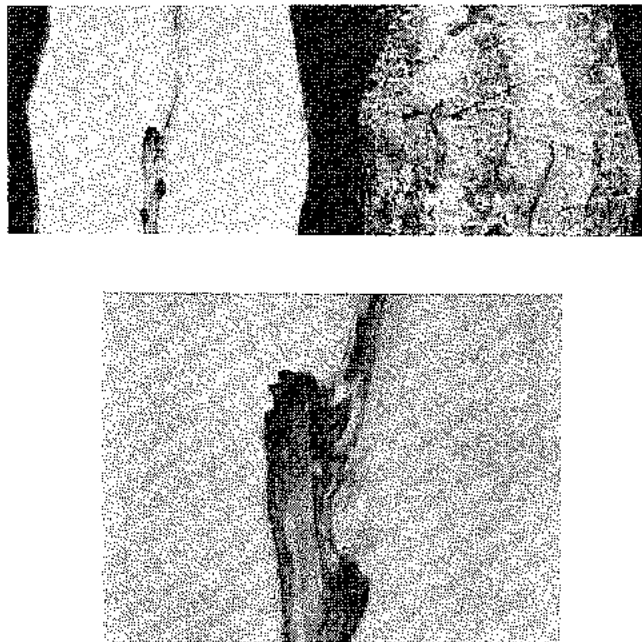


Fig. 11-12 Cicatrización de la unión de la yema en un almendro de tres años injertado por el método de yema en T. *Arriba, izquierda:* corte longitudinal a través de la unión de la yema. *Arriba, derecha:* aspecto externo de la unión mostrando un pequeño hinchamiento. *Abajo:* detalle de la unión que muestra la ubicación de la yema original insertada y los restos "enterrados" del patrón injertado. Nótese la línea de unión neta y la buena conexión vascular.

del escudete de injerto se produce muy poco callo. La proliferación del callo continúa con rapidez durante dos a tres semanas, hasta que se llenan todos los huecos de aire internos. Después de esto se establece un cámbium continuo entre la yema y el patrón. Entonces, el callo empieza a lignificarse y aparecen elementos traqueales aislados. La lignificación del callo se completa alrededor de unas 12 semanas después de injertar. (122, 179)

En el rosal, alrededor de 3 días después de injertar, las yemas terminales de los radios de xilema rotos y las derivadas cambiales adyacentes de la superficie expuesta del patrón empiezan a crecer y a dividirse, conduciendo a la producción de filamentos de callo. Del mismo modo, originándose en las células terminales de radios de floema rotos y de células jóvenes adyacentes del floema secundario de la superficie cortada del escudete se desarrollan filamentos de callo. En 14 días, el espacio entre el patrón y el injerto se llena por completo de callo, el cual se ha desarrollado principalmente de la proliferación del xilema secundario inmaduro del patrón y del floema secundario también inmaduro del injerto. Durante la segunda semana, en este tejido de callo de nuevo desarrollo aparecen pequeñas áreas de células cambiales. Hacia el décimo día, se extiende sobre la cara del patrón una faja completa de tejido de cámbium y se une con el cámbium no lesionado de ambos lados del escudete.

Una vez que se completa la continuidad cambial, pronto se establece la conexión de tejido vascular entre la yema y el patrón. En el injerto de yema en T, la unión primaria se establece entre la superficie del floema de la cara interna del escudete y la superficie meristemática del xilema del patrón. Sin embargo, puede ocurrir un tipo secundario de unión en los bordes del escudete, o como sucede en los injertos de astilla. (16)

Las diversas etapas y los intervalos de tiempo que ocurren en la cicatrización de la unión de injerto en T en cítricos se han determinado en la forma siguiente: (104)

Etapa de desarrollo	Tiempo aproximado después del injerto
1. Primera división celular	24 h
2. Primer puente de callo	5 días
3. Diferenciación del cámbium:	
(a) en el callo de las aletas de la corteza	10 días
(b) en el callo del escudete	15 días
4. Primera aparición de traqueidas del xilema:	
(a) en el callo de las aletas de la corteza	15 días
(b) en el callo del escudete	20 días
5. Lignificación completa del callo:	
(a) en las aletas de la corteza	25 a 30 días
(b) debajo del escudete	30 a 45 días

FACTORES QUE INFLUYEN EN LA CICATRIZACION DE LA UNION DE INJERTO

Como cualquier persona con experiencia en hacer injertos sabe, los resultados a menudo son inconsistentes, obteniendo en algunas operaciones un excelente porcentaje de uniones, mientras que en otras los resultados son desalentadores. Existen diversos factores que pueden influir en la cicatrización de la unión de injerto.

Incompatibilidad

Uno de los síntomas de incompatibilidad en injertos hechos entre plantas que tienen una relación o parentesco lejano es la falta completa o un porcentaje muy bajo de uniones con éxito. Sin embargo, los injertos entre algunas plantas que se sabe son incompatibles con frecuencia forman inicialmente una unión satisfactoria, aunque al fin la combinación falla (véase Fig. 11-17).

Clase de planta

Algunas plantas son mucho más difíciles de injertar que otras; aunque no intervenga en ello la incompatibilidad. Entre las difíciles se encuentran los hickories (*Carya*), encinos y abedules. Sin embargo, una vez injertadas con éxito, esas plantas crecen muy bien con una unión perfecta. En el injerto de copa de manzanos y perales, aun con las técnicas más simples, de ordinario se obtiene un buen porcentaje de uniones exitosas, pero para injertar de copa algunos frutales de hueso, como duraznos y albaricoques, se necesita mucho mayor cuidado y atención a los detalles. Aunque parezca extraño, resulta más fácil injertar de copa durazneros con otras especies compatibles, como ciruelos o almendros que volverlos a injertar con duraznos. Muchas veces se obtienen mejores resultados con un método de injerto que con otro, teniendo más éxito con el injerto de púa que con el de yema o viceversa. Por ejemplo, al injertar de copa el nogal nativo negro (*Juglans hindsii*) en el nogal común (*Juglans regia*) se tiene más éxito con el método de injerto de corteza que con el de hendedura.

Algunas plantas que se injertan con facilidad, como el manzano, forman una "goma de herida" que tapa los elementos de xilema expuestos después de la operación de injerto, evitando con ello la desecación excesiva y la muerte de tejidos. Otras plantas, como el nogal, en las cuales las uniones de injerto cicatrizan con dificultad, forman esa "goma de herida" con mucha lentitud y en ellas la desecación y muerte de tejidos puede ser extensa en el área de la unión del injerto.

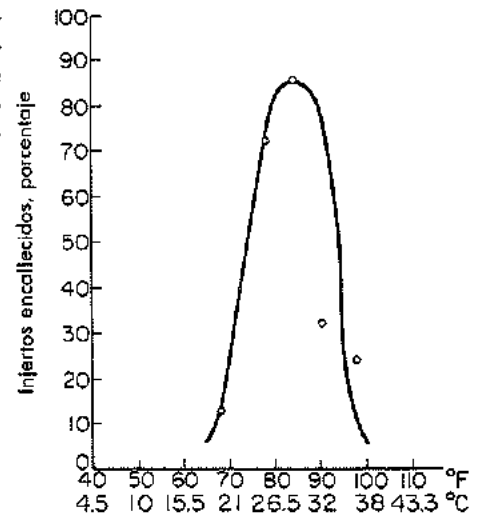
Algunas especies como la vid Muscadine (*Vitis rotundifolia*) mango (*Mangifera indica*) y *Camellia reticulata*, son tan difíciles de propagar con los métodos usuales de injerto de púa o de yema que con frecuencia se recurre al método de "injerto por aproximación" en el cual los individuos que se van a injertar se mantienen durante algún tiempo en sus propias raíces. Esta variación en la facilidad de injertarse que se presenta entre especies y cultivares de plantas probablemente está relacionada con su capacidad para producir callo de parénquima, que es esencial para que una unión de injerto tenga éxito.

Condiciones de temperatura, humedad y oxígeno durante y después de efectuado el injerto

Para que se desarrolle el tejido de tallo deben llenarse ciertos requisitos ambientales.

La temperatura tiene un efecto marcado en la producción de tejido de callo (Fig. 11-13). En injertos de manzano, a menos de 0 °C o más de 40 °C se forma poco o nada de callo. Aun alrededor de 4 °C el desarrollo de callo es lento y escaso; y a temperaturas de 32 °C y mayores, la producción de callo se retarda, haciéndose más evidente el daño a las células a medida que aumenta la temperatura, hasta que a 40 °C las células mueren. Sin embargo, entre 4 y 32 °C la tasa de formación de callo aumenta en razón directa con la temperatura. (151) En operaciones tales como el injerto de banco, se debe dejar que el encallecimiento se haga con lentitud

Fig. 11-13 Influencia de la temperatura en el encallecimiento de injertos de nogal (*Juglans*). La formación de callo es esencial para la cicatrización de la unión de injerto. El mantenimiento de una temperatura óptima después de injertar es muy importante para la cicatrización exitosa de los injertos de nogal. Adaptada de datos de Sitton. (158)



durante varios meses almacenando los injertos a temperaturas relativamente bajas de 7 a 10 °C, o si se desea un encallecimiento rápido, se les puede conservar a temperaturas más elevadas durante un tiempo más corto.

Para la vides, después del injerto de banco resulta óptima una temperatura de alrededor de 24 a 27 °C. Con 29 °C o más, se obtiene una formación abundante de tejido de callo de tipo suave que se daña fácilmente en las operaciones de plantación. Abajo de 20 °C la formación de callo es lenta y a menos de 15 °C casi cesa.

Las operaciones de injerto efectuadas a la intemperie a fines de primavera, cuando las temperaturas son excesivamente elevadas, a menudo fallan. Pruebas efectuadas en California (67) con injertos de copa de nogal durante el tiempo muy cálido del mes de mayo mostraron que el encalado de la unión de injerto completada definitivamente estimulaba la cicatrización de la unión. El encalado refleja la energía radiante del Sol, produciendo temperaturas más bajas de la corteza. Además, en estas pruebas, los injertos colocados en los lados norte y este del tocón sobrevivieron mucho mejor que aquellos colocados al sur y al oeste, probablemente debido a las temperaturas más bajas resultantes de su posición sombreada.

Humedad. Como las células de parénquima que forman el importante tejido de callo son de pared delgada y delicada, sin provisión para resistir la desecación, es obvio que si se exponen durante mucho tiempo a aire secante se morirán. Se encontró que este era el caso en estudios (157) sobre el efecto de la humedad en la cicatrización de injertos de manzano. Los contenidos de humedad del aire inferiores al punto de saturación inhibieron la formación de callo, aumentando la tasa de desecación de las células a medida que disminuyó la humedad. De hecho, la presencia de una película de agua sobre la superficie en encallecimiento fue más conducente a una formación abundante de callo que sólo a mantener un 100% de humedad relativa.

Las células altamente turgentes son más probables de tener una proliferación abundante de callo que aquellas en condiciones de marchitez. Estudios *in vitro* (46) de trozos de tallo de fresno (*Fraxinus excelsior*) han mostrado que la producción de callo en las regiones cortadas se redujo en forma marcada a medida que disminuyó el potencial de agua (turgencia).

A menos que los tejidos cortados adyacentes de una unión de injerto completada se mantengan por algún medio de condiciones de humedad muy elevada, las probabilidades de una

cicatrización exitosa son bastante reducidas. En la mayoría de las plantas, todo lo que se necesita es hacer un encerado prolijo de la unión de injerto, con lo cual se retiene la humedad natural de los tejidos. Con frecuencia los injertos de raíz no se enceran sino que se almacenan en material de empaque húmedo durante el periodo de encallecimiento. El musgo turboso o la viruta de madera húmeda constituyen buenos medios para el encallecimiento, siempre que se proporcione humedad y aereación adecuadas.

Oxígeno. Se ha mostrado (57) que para la producción de tejido de callo es necesaria la presencia de oxígeno en una unión de injerto. Esto es de esperarse ya que la división y el crecimiento rápido de las células van acompañados de una respiración relativamente elevada, la cual requiere oxígeno. Para algunas plantas, se ha encontrado que es suficiente una cantidad de oxígeno menor a la que hay presente naturalmente en el aire, pero en otras resulta mejor si la unión de injerto se deja sin encerar pero se coloca en un medio bien humedecido. Esto puede indicar que dichas plantas tienen una mayor demanda de oxígeno para la formación de callo. El encerado restringe el movimiento del aire; y el oxígeno se convierte en un factor limitante, inhibiendo con ello la formación de callo. Al parecer esta situación se presenta en las vides, en las cuales la unión de injerto de ordinario no se cubre con cera u otros materiales que excluyan el aire durante el periodo de encallecimiento.

Existen algunas pruebas (25) de que la luz inhibe el desarrollo de callo. Los cultivos *in vitro* de callo del cerezo negro (*Prunus serotina*) crecieron mucho más en la oscuridad que con luz.

Actividad de crecimiento del patrón

Algunos métodos de propagación, como el injerto de yema en T y el injerto de corteza, dependen de que la corteza se "resbale", lo cual significa que las células del cámbium están en división activa, produciendo células jóvenes de pared delgada en ambos lados del cámbium. Estas células de nueva formación se separan fácilmente entre sí, permitiendo de esta manera que la corteza "resbale".

La iniciación de la actividad cambial en la primavera resulta del inicio de la actividad de las yemas, ya que, poco después de que las yemas empiezan a crecer, se puede detectar actividad cambial debajo de cada yema en desarrollo, con una onda de actividad cambial que se extiende hacia las ramas y el tronco. Este estímulo se debe a la producción de auxinas y giberelinas que se originan en las yemas en expansión. (180)

Al injertar de yema plántulas, en el vivero, a fines del verano, es importante que tengan una amplia provisión de humedad del suelo justo antes y durante la operación de injerto. Si carecen de agua durante ese periodo, el crecimiento activo se detiene, cesa la división celular en el cámbium y se hace difícil levantar las aletas de corteza para insertar la yema.

Existen pruebas que muestran que la proliferación de callo, esencial para una unión de injerto exitosa, ocurre con más facilidad en la primavera antes y durante la apertura de las yemas, disminuyendo en el verano y el otoño. A fines del invierno ocurre de nuevo un incremento en la proliferación de callo, pero ésta no depende de la interrupción del letargo de las yemas. (164)

En ciertos periodos de gran actividad de crecimiento en la primavera, las plantas que muestran una presión elevada de las raíces (como el nogal, el arce y la vid), presentan un flujo excesivo de savia o "desangrado" al hacer los cortes preparatorios para el injerto. Los injertos hechos con esa exudación de humedad alrededor de la unión no cicatrizan en forma apropiada. El "desangramiento" en la unión de injerto puede corregirse con la navaja por cortes inclinados en la corteza abajo del injerto. Estos cortes se deben hacer a través de la corteza y

hasta el xilema para permitir que la exudación se haga debajo de la unión de injerto. Cuando se van a injertar patrones plantados en macetas (como en ciertas especies de *Fagus Betula* o *Acer*) que muestran una presión excesiva de las raíces, se les debe colocar en un lugar fresco, reduciendo el riego hasta que cese el "desangramiento".

Por otra parte, patrones cultivados en macetas, de plantas como enebros o rododendos, al llevarlos por primera vez al invernadero en invierno para injertarlos están durmientes y el injerto se debe retrasar hasta que las plantas patrones se hayan tenido durante varias semanas a temperaturas de 15 a 18 °C y se hayan empezado a formar nuevas raíces; entonces la planta está en actividad fisiológica suficiente como para que cicatrice la unión de injerto.

Cuando la planta patrón está fisiológicamente hiperactiva (con presión excesiva de las raíces o "desangramiento") o hipoactiva (sin crecimiento de las raíces), se debe usar alguna forma de injerto de costado, en la cual la copa del patrón no se suprime desde el principio. En situaciones en que el patrón no está hiperactivo ni hipoactivo, es probable que se tenga éxito con alguna de las muchas formas de injerto de copa, en la que se remueve toda la copa del patrón al hacer el injerto. (47)

Técnicas de propagación

A veces las técnicas usadas en el injerto son tan malas, que sólo se pone en contacto una pequeña porción de las regiones cambiales del patrón y de la púa. Aunque en esa región se efectúa cicatrización y puede empezar el crecimiento de la púa, después de que se desarrolla un área foliar considerable y se presentan temperaturas elevadas, y altas tasas de transpiración, no puede realizarse un movimiento suficiente de agua a través de la limitada área conductora y muere el injerto. Otros errores, como un encerado deficiente o retrasado, cortes disparejos o el empleo de púas desecadas pueden, desde luego, contribuir a la falla en el injerto.

Las malas técnicas de injerto, aunque pueden retrasar por algún tiempo —semanas o meses— la cicatrización adecuada, en sí mismas no ocasionan ninguna incompatibilidad permanente. Una vez que la unión ha cicatrizado en forma adecuada, el crecimiento puede proseguir normalmente.

Contaminación con virus, plagas de insectos y enfermedades

El empleo en los viveros de materiales de propagación infectados con virus puede reducir el prendimiento de las yemas así como el vigor de la planta resultante. (132) En la propagación de frutales de hueso, con el empleo de madera de injerto libre de virus de la mancha de anillo se han obtenido consistentemente mayores porcentajes de prendimiento que con madera infectada.

En California, el injerto de copa de los olivos en algunos años es gravemente impedido por el ataque del barrenador americano del ciruelo (*Euzophera semifuneralis*) que se alimenta del tejido suave de callo de alrededor de la unión del injerto, conduciendo a la muerte de la púa; en Inglaterra, los viveristas a menudo lo ven afectado por el barrenador rojo de las yemas (*Thomasiniana oculiperda*), que se alimenta del callo que se forma debajo de los escudetes recién insertados, haciendo que mueran. (55)

En ocasiones las bacterias o los hongos logran entrar a las heridas que se hacen en preparación de las uniones de injerto. Por ejemplo, se encontró que una serie de fallas en injertos de *Cornus florida* "Rubra" sobre patrón de *C. floridase* debió a la presencia del hongo *Chala-*

roopsis thielavioides. (31) El control químico de esas infecciones ayuda materialmente a estimular la cicatrización de las uniones. (45)

En Centro y Sudamérica, los árboles de caucho (*Hevea*) son propagados por una modificación del injerto de yema de parche. En esas regiones cálidas y húmedas, una de las causas principales de las fallas en los injertos ha sido por la infección, con un hongo (*Diplodia theobromae*), de las superficies cortadas, pero esta infección se puede controlar con tratamientos fungicidas. (94) En los injertos de copa de mangos en Florida, es esencial para su éxito el control de las enfermedades fungosas antracnosis y roña. Esto se logra asperjando los árboles patrones y la fuente de madera de injerto regularmente con fungicidas de cobre antes de intentar el injerto. (126)

Relación de las sustancias de crecimiento con la cicatrización de las uniones de injerto

En las pruebas efectuadas para el empleo de sustancias reguladoras del crecimiento, en particular auxina, aplicadas a las heridas de los árboles o las uniones de injerto no se han obtenido resultados consistentes en el estímulo de la cicatrización subsecuente. En consecuencia, por lo general, no se emplean estos materiales para dicho propósito. (67, 103) Sin embargo, en estudios de cultivos de tejidos se ha encontrado que existe una relación definida entre la producción de callo (que es esencial para la cicatrización del injerto) y la aplicación de concentraciones de ciertas sustancias reguladoras del crecimiento, en particular kinetina y auxina. (46, 52, 123, 130) También existen ciertas pruebas de que el ácido abscísico estimula la producción de callo, en especial cuando se aplica a los tejidos en combinación con auxina (1) o kinetina. (15)

Es posible que se obtenga algún beneficio práctico con el uso de combinaciones de auxina y kinetina o de ácido abscísico más auxina para estimular la formación de callo y la cicatrización subsecuente de las uniones de injerto.

POLARIDAD EN EL INJERTO

Para que una unión de injerto tenga éxito permanente es esencial que se conserve la polaridad correcta. En todas las operaciones comerciales de injerto se observa estrictamente la polaridad.

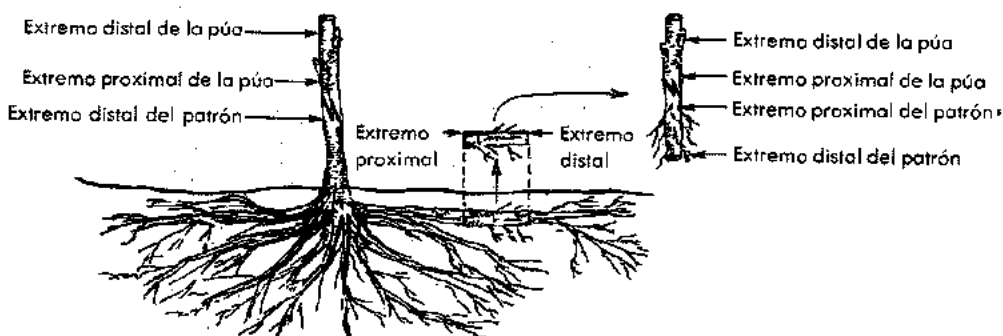


Fig. 11-14 Polaridad en el injerto. En los injertos de copa, el extremo proximal de la púa se inserta en el extremo distal del patrón. Sin embargo, en injertos de raíz, el extremo proximal de la púa se une al extremo proximal del patrón.

Por regla general, como se muestra en la Fig. 11-14, al injertar dos trozos de tallo entre sí, el extremo morfológicamente proximal de la púa se debe insertar en el extremo morfológicamente distal del patrón. Pero al injertar un trozo de tallo a un trozo de raíz, como se hace en los injertos de este tipo, el extremo proximal de la púa se debe insertar en el extremo proximal del trozo de raíz.

El extremo proximal del tallo o de la raíz es aquel que está más cercano al punto de unión de la raíz y el tallo.

El extremo distal del tallo o de la raíz es el que se encuentra más lejos del punto de unión del tallo y la raíz de la planta y más cerca de la punta del tallo o de la raíz.

Si una púa se llega a insertar con la polaridad invertida ("al revés"), como por ejemplo en un injerto de puente, es posible que las dos uniones tengan éxito y que la púa permanezca viva durante algún tiempo, pero, como se ve en la Fig. 11-15, la púa invertida no aumenta su tamaño inicial, mientras que aquellas con la polaridad correcta crecen normalmente.

En los injertos de "raíz nodriza", el patrón puede, a propósito, injertarse a la púa con la polaridad invertida. La unión se efectúa y la raíz proporciona suficiente agua y nutrientes minerales a la púa, pero ésta no puede proporcionar al patrón los materiales orgánicos necesarios y el patrón muere. En los injertos de raíz nodriza, la unión se planta a propósito abajo del nivel del suelo y la púa misma produce raíces adventicias que finalmente se convierten en el sistema radical entero de la planta.

En los injertos de yemas en T o de parche, la regla para la conservación de la polaridad correcta no es tan estricta. Las yemas se pueden injertar con la polaridad invertida y aún así for-

Fig. 11-15 Injerto de puente en un peral cinco meses después de hecho. La púa central se insertó con la polaridad invertida. Aunque está viva, no ha aumentado su tamaño original. Las púas que están a cada lado de ella han crecido rápidamente.

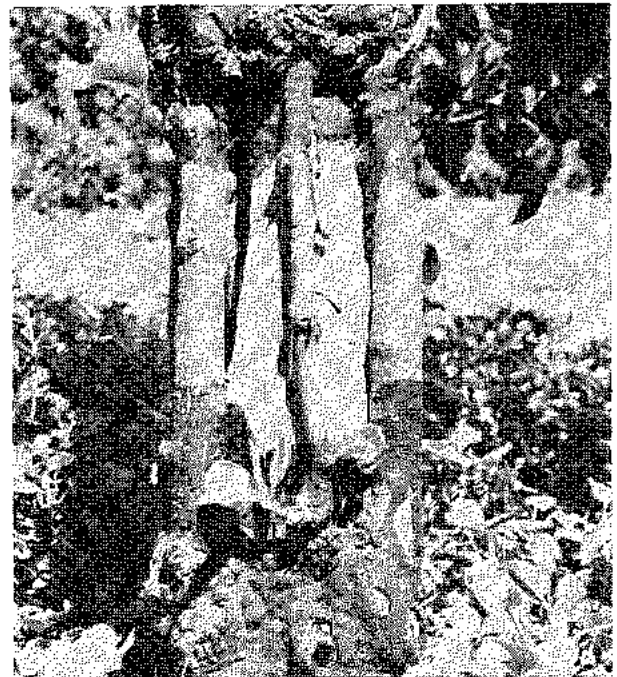


Fig. 11-16 Manzano de la cultivar "Stayman Winesap" injertado de yema en una plántula "McIntosh" con escudetes con la yema invertida. Obsérvese el desarrollo de horquillas con ángulo muy abierto. Cortesía de Arnold Arboretum, Jamaica Plain, Mass.



man uniones permanentes perfectamente satisfactorias. Como se muestra en la Fig. 11-16, la yema del injerto en T invertida empieza a crecer hacia abajo y luego la rama se curva y crece hacia arriba. (148) En la sección de yema invertida el cámbium es capaz de seguir funcionando y creciendo. En el xilema, floema y fibras formadas por la actividad del cámbium se presenta una configuración torcida que aparentemente permite que la translocación y la conducción de agua se efectúen con normalidad. (32)

LIMITES DEL INJERTO

Dado que uno de los requerimientos para lograr una unión de injerto exitosa es la coincidencia muy cercana de los tejidos cercanos a la capa de cámbium que producen callo, el injerto, por lo general, está limitado en las angiospermas a las dicotiledóneas, y en las gimnospermas a las coníferas. Ambas tienen una capa de cámbium vascular que se extiende como un tejido continuo entre el xilema y el floema. En las plantas monocotiledóneas de las angiospermas, que no tienen un cámbium vascular, el injerto es más difícil, obteniéndose un porcentaje bajo de prendimiento. Existen casos de uniones de injertos entre partes de troncos de monocotiledóneas que han tenido éxito. Haciendo uso de las propiedades meristemáticas que tienen los tejidos intercalares (localizados en la base de los entrenudos), se han obtenido con éxito injertos en varias especies de gramíneas así como en la orquídea tropical monocotiledónea grande, la vainilla. (124, 125)

Antes que se inicie una operación de injerto, se debe determinar si las plantas que se van a combinar tienen capacidad para unirse y producir una unión que tenga éxito. No existe ninguna regla definida para predecir el resultado final de una combinación en injerto específica excepto que *entre más relación o afinidad botánica haya entre las plantas, las probabilidades de que el injerto tenga éxito son mayores*. Sin embargo, se presentan numerosas excepciones.

Injertos dentro de un clon

Una púa puede volverse a injertar en la planta de que se obtuvo, y una púa de un clon dado puede injertarse en otra planta del mismo clon. Por ejemplo, una púa tomada de un duraznero "Elberta" puede injertarse con éxito en cualquier otro duraznero "Elberta" en el mundo.

Injertos entre clones de una misma especie

En los árboles frutales y de nueces los diferentes clones de una especie casi siempre se pueden injertar entre sí sin dificultad, produciendo árboles satisfactorios. Sin embargo, en algunas especies de coníferas, como en el abeto Douglas (*Pseudotsuga menziesii*), han surgido problemas de incompatibilidad al injertar entre sí individuos de la misma especie, como clones seleccionados de *P. menziesii* sobre patrones de *P. menziesii* procedentes de semilla. (36)

Injertos entre especies de un mismo género

El injerto entre plantas de especies diferentes, pero del mismo género, tiene éxito en algunos casos pero no en todos. Por ejemplo, los injertos entre la mayoría de las especies del género *Citrus* tienen éxito y se emplean bastante a escala comercial. El almendro (*Prunus amygdalus*), el albaricoquero (*Prunus armeniaca*), el ciruelo europeo (*Prunus domestica*) y el ciruelo japonés (*Prunus salicina*), todas ellas especies diferentes, se pueden injertar comercialmente en patrón de duraznero (*Prunus persica*), otra especie diferente, pero por otra parte, el almendro y el albaricoquero, ambos del mismo género, no se injertan entre sí con éxito. La cultivar "Beauty" del ciruelo japonés (*Prunus salicina*) forma una buena unión cuando se injerta en almendro, pero otra cultivar de *Prunus salicina*, "Santa Rosa", no se puede injertar con éxito en almendro. En otro ejemplo de esta inconsistencia, algunas cultivares de almendro (que son clones) se injertan con mucho éxito en el ciruelo "Marianna 2624" como patrón, mientras que otras cultivares no lo hacen. (91) Por tanto, la compatibilidad entre especies del mismo género depende de la combinación genotípica específica del patrón y de la púa.

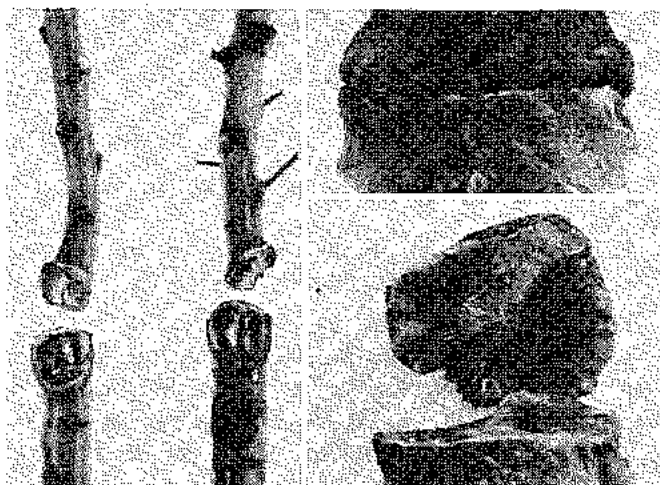
Los injertos interespecíficos recíprocos no siempre tienen éxito. Por ejemplo, el ciruelo "Marianna" (*Prunus cerasifera* X *Prunus munsoniana*) forma una excelente combinación de injerto con patrón de durazno (*Prunus persica*), mientras que la combinación recíproca, púa de durazno sobre patrón de ciruelo "Marianna", pronto muere o no llega a desarrollarse con normalidad. (2, 101) En otro ejemplo, muchas cultivares de ciruelo japonés (*Prunus salicina*) pueden injertarse con éxito en patrón de ciruelo europeo (*Prunus domestica*), pero la combinación recíproca no tiene éxito. (75)

Injertos entre géneros de la misma familia

Cuando las plantas que se van a injertar entre sí pertenecen a la misma familia pero son géneros diferentes, las probabilidades de que se logre una unión con éxito se vuelven más escasas. Se pueden encontrar casos en esos injertos que tienen éxito y se han usado comercialmente, pero en la mayoría de los intentos las combinaciones fallan.

El naranjo trifoliado (*Poncirus trifoliata*) se utiliza comercialmente como patrón achaparrante para el naranjo (*Citrus sinensis*) de un género diferente. El membrillero (*Cydonia oblonga*) desde hace mucho que se ha empleado como patrón achaparrante para ciertas cultivares de peral (*Pyrus communis*); sin embargo la combinación recíproca, de membrillero injertado en peral no tiene éxito. Los injertos intergenéricos en la familia del beleño, Solanaceae, son bastante comunes. El tomate (*Lycopersicon esculentum*) se puede injertar con éxito en *Datura stramonium*, tabaco (*Nicotiana tabacum*), patata (*Solanum tuberosum*) y beleño negro (*Solanum nigrum*). El níspero siempreverde (*Eriobotrya japonica*) puede injertarse en patrón de membrillero (*Cydonia oblonga*), un árbol deciduo, lográndose una planta de níspero achaparrada.

Fig. 11-17 Ruptura en la unión de injerto debida a incompatibilidad. Izquierda: albaricqueros de vivero de un año de edad sobre patrones de almendro precedentes de semilla. Derecha: un almendro de la variedad "Texas", de 15 años de edad, que se rompió limpiamente en la unión de injerto: un caso de incompatibilidad retardada.



Injertos entre familias

De ordinario se considera imposible el éxito al injertar entre sí plantas de familias botánicas diferentes, pero se han reportado casos (92, 191) en que se ha logrado. Sin embargo, se trata de plantas herbáceas, de vida corta, en que el tiempo implicado es relativamente breve. Se han logrado injertos en los que se formaron conexiones vasculares entre la púa y el patrón (128) usando trébol blanco dulce *Melilotus alba* (Leguminosae) como pua, y girasol *Helianthus annuus* (Compositae) como patrón. Se utilizó injerto de hendedura, insertando la púa dentro del parénquima de la médula del patrón. Las púas continuaron viviendo con vigor por más de cinco meses. Hasta donse se sabe, no existen casos en que plantas leñosas perennes de familias diferentes hayan sido injertas entre sí con éxito permanente.

INCOMPATIBILIDAD DEL INJERTO

A la capacidad de dos plantas diferentes, injertadas entre sí, para producir con éxito una unión y desarrollarse satisfactoriamente como una planta compuesta, se le ha denominado **compatibilidad**. Lo opuesto es, desde luego, **incompatibilidad**. La diferencia entre una unión de injerto compatible y otra incompatible no está definida. Por una parte, el patrón y la púa de plantas que tienen entre sí una relación estrecha se unen con facilidad y crecen como una sola planta. Por otra, el patrón y la púa de plantas no relacionadas entre sí al injertarse es probable que fallen por completo al intentar una unión. La mayoría de las combinaciones de injerto queda entre esos dos extremos, ya que algunas se unen inicialmente, con éxito aparente (21) (Figs. 11-17 y 11-18), pero gradualmente, con el tiempo, desarrollan síntomas de desarreglos debido ya sea a una falla en la unión o al desarrollo de patrones de crecimiento anormales. (16,52) En la Fig. 11-19 se muestra una unión de injerto fuerte y bien cicatrizada y otra que presenta síntomas de incompatibilidad.

Síntomas de incompatibilidad

Las deformaciones en la unión de injertos que resultan de la incompatibilidad, de ordinario pueden relacionarse con ciertos síntomas externos. A continuación se enumeran algunos síntomas que se han asociado con combinaciones de injerto incompatibles:

1. Falla en formar unión de injerto que tenga éxito en un gran porcentaje de casos.
2. Amarillamiento de follaje en la última parte de la estación de crecimiento, seguido de defoliación temprana. Declinación del crecimiento vegetativo, aparición de muerte en los tejidos periféricos de la púa y en general mala salud del árbol.
3. Muerte prematura del árbol, que puede vivir sólo un año o dos en el vivero.
4. Diferencias marcadas en la tasa de crecimiento o el vigor entre patrón e injerto.
5. Diferencias entre patrón e injerto en la época en que comienza o termina el crecimiento de la estación.
6. Desarrollo excesivo en la unión del injerto arriba o abajo de ella.
7. Ruptura neta de los componentes del injerto en la unión de injerto.

La ocurrencia en forma aislada de uno o más de los síntomas antes enumerados (excepto el último) no significa necesariamente que la unión sea incompatible; algunos de los síntomas pueden resultar de la presencia de condiciones ambientales desfavorables, tales como falta de agua o de algún nutriente esencial, ataques de insectos o de enfermedades o por malas técnicas de injerto. (3, 96)

La incompatibilidad está claramente indicada *por la ruptura de los árboles en el punto de unión, en particular cuando han estado creciendo durante algunos años y la ruptura es clara y neta, más bien que áspera o astillada*. Esta ruptura puede ocurrir uno o dos años después de que se ha efectuado la unión, como en el albaricoquero injertado en patrón de almendro (véase Fig. 11-17).

En otros casos, como en cultivares de ciruelos injertados en patrón de ciruelo mirobalano, es posible que esa ruptura no ocurra sino hasta que el árbol está en pleno crecimiento y dando frutos. (43, 48, 137) La ocurrencia de un solo caso de esta situación es prueba suficiente para afirmar que esa combinación en particular es incompatible.

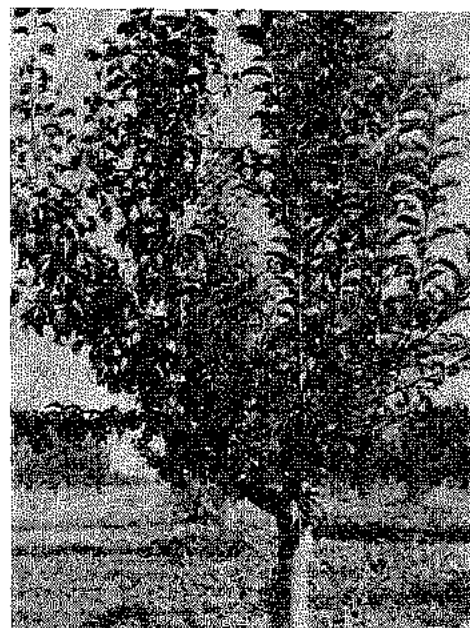


Fig. 11-18 Injertos de manzano (porción derecha del árbol) 5 meses después de haberse colocado en un peral. Esta es una combinación incompatible. Los injertos de manzano acabarán por morir, aunque inicialmente tuvieron un crecimiento vigoroso.

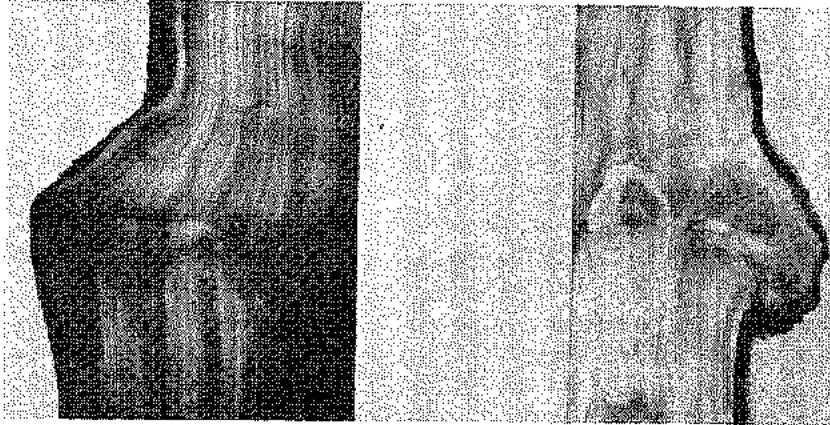


Fig. 11-19 Secciones radiales a través de dos uniones de injerto de árboles frutales. Izquierda: unión de injerto fuerte y bien entrelazada. Derecha: unión deficiente, mal conectada, que muestra síntomas de incompatibilidad.

A veces se asocia el crecimiento excesivo de la púa en la unión de injerto con la incompatibilidad, pero también se presenta en uniones compatibles. Este síntoma no es una indicación confiable de incompatibilidad (2, 16)(Fig. 11-20).

Tipos de incompatibilidad

La incompatibilidad de injerto en árboles frutales ha sido clasificada por Mosse (121) en dos tipos: incompatibilidad localizada e incompatibilidad translocada. La mayoría de los casos de incompatibilidad de injerto conocidos pueden colocarse en uno u otro de esos grupos.



Fig. 11-20 Es posible que la púa tenga un crecimiento muy superior al del patrón y, sin embargo, que se desarrolle en un árbol grande y fuerte. Esto se muestra aquí en el injerto de la nuez alada del Cáucaso (*Pterocarya fraxinifolia*) sobre patrón de *Pterocarya stenoptera*.

La *incompatibilidad localizada* incluye combinaciones en las cuales aparentemente las reacciones de incompatibilidad dependen del contacto actual entre el patrón y el injerto. Los signos de incompatibilidad se eliminan separando los componentes con un patrón intermedio mutuamente compatible. En la combinación incompatible, a menudo la estructura de la unión es mecánicamente débil, presentando interrumpida la continuidad de los tejidos vasculares y el cámbium, aunque hay casos en que la unión es fuerte y los tejidos están unidos normalmente. Con frecuencia los síntomas externos se desarrollan con lentitud, presentándose en proporción con el grado de disturbio fisiológico presente en la unión de injerto. Debido a las dificultades para la translocación que se producen en la unión de injerto defectuosa, finalmente se produce el agotamiento de las raíces.

Un ejemplo de una combinación incompatible de esta categoría es la del peral "Bartlett" (Williams) injertado directamente en patrón de membrillero. Mediante el uso de un "puente compatible" formado por un patrón intermedio del peral "Old Home" o "Beurré Hardy"; la combinación de tres partes es completamente compatible y el árbol tiene un crecimiento satisfactorio. (120)

En este tipo de incompatibilidad es común encontrar en la unión de injerto masas de tejido parenquimatoso en vez de tejidos normalmente diferenciados, interrumpiendo la conexión vascular normal entre el patrón y el injerto. A veces los vasos conductores establecen conexiones alrededor de masas de tejido de callo, mientras que otras, los extremos de los vasos están separados por masas de parénquima. En casos extremos el tejido vascular se deforma, pero la capa de parénquima entre el patrón y la púa es continua. Aparentemente la capa cambial del patrón o de la púa, o de ambos, no ha logrado producir, en la línea de unión, más que células de parénquima, formando entre el patrón y la púa una capa continua de ellas. (136, 182)

Se pueden desarrollar inclusiones de tejido cortical en árboles de combinaciones incompatibles, como en el manzano sobre peral (137) y el ciruelo sobre cerezo. (136) En estos estudios se encontró que una capa de corteza se extendía casi hasta el punto en que se colocaron las capas de cámbium del patrón y la púa al hacer el injerto. Una cantidad pequeña de tejido de parénquima nuevo permitía un movimiento de agua y nutrientes suficiente para permitir que el árbol empezara a crecer, pero la capa de corteza depositada por el cámbium tanto del patrón como de la púa y oprimida entre el xilema de ambos lados formó una zona de debilidad mecánica. Así, para la segunda estación, con una copa de mayor tamaño y una mayor resistencia al viento, fácilmente podía ocurrir una ruptura en la unión de injerto.

La *incompatibilidad translocada* incluye ciertos casos en que la condición de incompatibilidad no es corregida por la unión de un patrón intermedio mutuamente compatible; en apariencia debido a que se puede mover a través de él alguna influencia lábil. Este tipo de incompatibilidad implica degeneración del floema y se puede reconocer por el desarrollo en la corteza de una línea de color pardo o una zona necrótica. En consecuencia, en la unión de injerto se presentan restricciones al movimiento de carbohidratos: acumulación arriba y reducción abajo. Las combinaciones recíprocas pueden ser compatibles. En diversas modalidades que se presentan en esta categoría, la extensión de la descomposición del tejido cortical puede abarcar desde prácticamente la falta de formación de unión, una unión mecánica débil con tejidos deformados, hasta una unión fuerte con tejidos conectados normalmente.

Un ejemplo de una combinación de esta categoría lo ofrece el durazno "Hale's Early" injertado en patrón de ciruelo "Myrobalan B", (76) que forma una unión débil con tejidos deformados y acumula cantidades anormales de carbohidratos en la base de la púa de durazno. Si entre el durazno "Hale's Early" y el patrón "Myrobalan B" se usa como patrón intermedio mutuamente compatible el ciruelo "Brompton", los síntomas de incompatibilidad aún persisten, con una acumulación de almidón en el patrón intermedio "Brompton". Sin embargo,

en otros estudios de injertos de durazno y ciruelo mirobalano (78) en el cual se emplearon plántulas pequeñas en etapa cotiledonaria, no aparecieron síntomas de incompatibilidad aún después que los árboles injertados tenían 13 años de edad. En este mismo estudio, todos los árboles de dicha combinación, injertados en el vivero, en la época normal para ello, mostraron síntomas de incompatibilidad un año después de injertados. Posiblemente uno de los factores que producen la incompatibilidad no se encuentra presente en los tejidos de plántulas jóvenes.

En otro ejemplo de incompatibilidad translocada, la combinación del almendro "Nonpareil" sobre ciruelo "Marianna 2624", muestra descomposición completa de floema, aunque las conexiones de los tejidos de xilema son bastante satisfactorias. Sin embargo, otra cultivar, el almendro "Texas" sobre ciruelo "Marianna 2624" produce una buena combinación compatible. La inserción de una sección de 15 cm de largo de almendro "Texas" como patrón intermedio entre el almendro "Nonpareil" y el ciruelo "Marianna" no corrige la incompatibilidad entre los dos componentes. En la unión del almendro "Texas" y el ciruelo "Marianna", que normalmente son compatibles, se presenta desintegración de la corteza, debida probablemente a algún factor translocado en el floema de la púa "Nonpareil" insertada arriba, a través del patrón intermedio "Texas" al patrón "Marianna". (91)

El durazno injertado en patrón "Marianna" generalmente forma una unión incompatible. Aunque los escudetes de durazno se unen con facilidad a éste patrón de ciruelo y crecen de manera satisfactoria durante la primera estación, después aparece un engrosamiento arriba de la unión de injerto, seguido por el marchitamiento de las hojas de durazno y la muerte del árbol. Estudios anatómicos (101) mostraron que este era un caso de incompatibilidad en la cual en la unión de injerto se formaron buenas conexiones de xilema pero el floema no llegó a unirse, lo cual condujo a la muerte de las raíces, con el marchitamiento y la consiguiente muerte de la copa del durazno. Sin embargo, si en el patrón de ciruelo "Marianna" se dejaban algunas ramas con hojas para que nutrieran a las raíces, los árboles podían mantenerse vivos por tiempo indefinido; situación que también se encontró en otros casos de incompatibilidad. (184)

Existen datos que muestran que las relaciones de compatibilidad entre clones pueden cambiar con el tiempo, (99) por ejemplo, cuando se introdujo la cultivar de peral "Bristol Cross" en 1932, se sabía que formaba una unión fuerte cuando se injertaba directamente en patrón de membrillero. 30 años después, en este mismo injerto para lograr una unión aceptable se necesitaba emplear un patrón intermedio que fuera mutuamente compatible, como "Beurré Hardy". En forma semejante, el peral "Conference" injertado en membrillero en 1937 desarrollaba uniones fuertes y árboles vigorosos, pero 20 años más tarde muchos árboles individuales de vivero de esta misma combinación mostraron uniones débiles, incompatibles. (187) Es posible que esos cambios resulten de mutaciones o de virus latentes que hayan aparecido en uno o más de sus componentes. (99)

Una mutación en la dirección opuesta, de incompatibilidad a compatibilidad, se postuló como la explicación más probable de la aparición del clon de peral "Swiss Bartlett" (Williams), que resultó compatible con membrillero, (133) dado que mucho tiempo atrás la combinación Bartlett/membrillero era conocida por su incompatibilidad.

Causas y mecanismos de incompatibilidad

Aunque la incompatibilidad está relacionada en forma clara con diferencias genéticas entre el patrón y la púa, los mecanismos por los que se expresan casos particulares no están claros. Con el gran número de materiales vegetales genéticamente diferentes, se combina en los injertos una amplia gama de sistemas fisiológicos, bioquímicos y anatómicos diferentes, con muchas

interacciones posibles, unas favorables y otras desfavorables. Se han propuesto varias ideas para tratar de explicar la incompatibilidad, pero los datos en que se apoyan la mayoría de ellas, en lo general, son inadecuados y con frecuencia contradictorios.

Uno de los mecanismos posibles reside en las diferencias *fisiológicas y biológicas entre el patrón y la púa*. Esta hipótesis ha sido apoyada en estudios de combinaciones incompatibles de ciertas cultivares de peral en patrón de membrillero. (62, 63, 64) Los resultados experimentales apoyan las siguientes conclusiones:

1. Cuando algunas cultivares de peral se injertan en patrón de membrillero, es translocado del membrillero al floema del peral glucósido cianogénico, prusacina, que normalmente se encuentra en los tejidos de membrillero pero no en los de peral. Los tejidos de peral descomponen la prusacina en la región de la unión del injerto, siendo el ácido cianhídrico uno de los productos de la descomposición. Esta descomposición enzimática es acelerada por temperaturas elevadas. Además, diversas variedades de peral difieren en su capacidad para descomponer el glucósido.
2. La presencia de ácido cianhídrico conduce a la falta de actividad cambial en la región de unión del injerto, causando marcados desarreglos anatómicos en la unión resultante. Los tejidos de xilema son destruidos, gradualmente, en y abajo de la unión de injerto. Tanto en el xilema como en el floema se reduce considerablemente la condición de agua y materiales.
3. Una reducción en las concentraciones de azúcar que llegan a las raíces de membrillero conducen a una mayor descomposición de la prusacina, liberando ácido cianhídrico y matando grandes áreas del floema del membrillero.
4. En varias cultivares de peral ocurre un inhibidor soluble en agua y fácilmente difusible que descompone el glucósido aunque las cultivares de peral difieren en su contenido de este inhibidor, lo cual puede explicar por qué ciertas cultivares de peral son compatibles y otras incompatibles con el membrillero.

Se han efectuado estudios de microscopía electrónica (18, 19) en injertos de peral-membrillero compatibles e incompatibles, haciendo observaciones detalladas de la estructura de la pared celular en las uniones de injerto. El examen de las paredes celulares de las combinaciones de injerto compatibles mostró que el contenido de lignina en la línea de unión era tan elevado como aquel de las paredes de células que no formaban parte de la unión. Sin embargo, en combinaciones incompatibles las paredes celulares adyacentes de los dos componentes no contenían lignina, con partes ya sea no conectadas o entrelazadas por fibras de celulosa. De estos estudios se concluyó que en la formación de una unión fuerte en los injertos de peral-membrillero intervienen procesos de *lignificación* de las paredes celulares. Las reacciones que inhibieron la formación de lignina y el establecimiento de una laminilla media débil entre los dos componentes condujeron a la formación de uniones débiles.

En un estudio (177) a nivel celular de una combinación obviamente incompatibles de *Sedum telephoides* (CRASSULACEAE) sobre *Solanum pennellii* (SOLANACEAE), las etapas iniciales de la cicatrización del injerto fueron similares a las que se presentan en una combinación compatible (*Sedum* sobre *Sedum*). Sin embargo, en el injerto incompatible de *Sedum* sobre *Solanum*, después de 48 h las células de *Sedum* que estaban en las superficies de contacto depositaron una capa aislante de suberina a lo largo de la pared celular, la cual sufrió después una senescencia y colapso letales para formar una capa necrótica de espesor creciente. (116, 117) Véase Fig. 11-21. Asociada con esa senescencia celular en *Sedum*, se ha observado en las células de esta especie un gran incremento de una enzima hidrolítica, la fosfatasa ácida. (118) En vez de que ocurrieran entrelazamientos de callo, formación del cámbium y formación de conexiones vasculares, la gruesa capa necrótica impidió la conexión celular, lo cual condujo a la desecación de la púa y finalmente a su muerte. Resulta de interés señalar el hecho de que el patrón de *Solanum* no presentó la reacción de rechazo que se manifestó en la púa de *Sedum*.

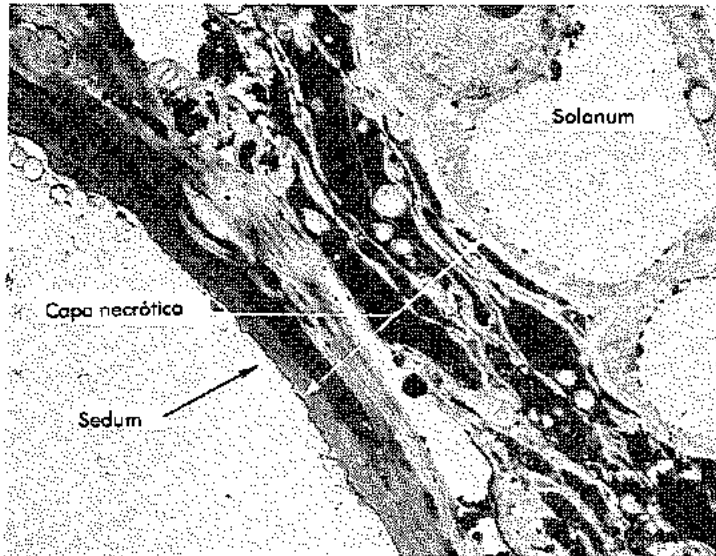


Fig. 11-21 Las superficies de contacto de un injerto incompatible entre *Sedum telephoides* y *Solanum pennellii*, al octavo día de injerto. La senescencia celular letal en *Sedum* ha conducido a la formación de una capa necrótica de células que separa las dos partes formadoras del injerto. 5000 X. Fotografía cortesía de R. Moore y D. B. Walker. (117)

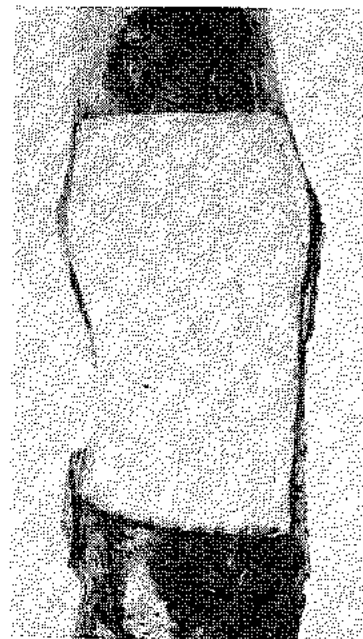
En estudios de comparación de la resistencia tensil de injertos de *Sedum* sobre *Sedum* compatibles, con injertos incompatibles de *Sedum* sobre *Solanum*, la de los primeros aumentó en forma constante durante 11 días después del injerto y luego se estabilizó, mientras que la resistencia tensil de los injertos incompatibles fue decreciendo, estando en relación con la necrosis celular continuada de células de *Sedum* que circundaban la superficie en contacto de los injertos. (119)

PROBLEMAS DE VIRUS Y MICOPLASMAS

Las fallas en injerto que presentan síntomas semejantes a los de incompatibilidad pueden ser causadas por organismos patógenos. En algunos casos se encontró que anomalías que primero se habían atribuido a incompatibilidad patrón/púa se debían a virus latentes o a patógenos de tipo micoplasmas introducidos por injerto de una parte resistente del mismo a otra susceptible. (28, 44, 107) La Fig. 11-22 muestra uno de estos casos en manzano.

La enfermedad de la declinación del peral, que se desarrolló primero en Italia y después en el oeste de los EUA, mató cientos de miles de perales sólo en California. (127, 154) Los primeros estudios (7) atribuyeron el problema al patrón empleado e indicaron que se trataba de una "incompatibilidad inducida", por un factor causal desconocido. Los árboles "Bartlett" injertados en perales orientales, como *Pyrus pyrifolia*, eran muy susceptibles al problema, mientras que aquellos injertados en *P. communis* no lo eran. Investigaciones subsecuentes mostraron que la declinación del peral no se debía a una incompatibilidad patrón-púa inherente, sino que estaba asociada con lo que entonces se pensó que era un virus (87) transmitido por un insecto vector, *Psylla pyricola*. Se observó que la cultivar "Bartlett" que se usaba como púa, y los patrones de *P. communis* eran resistentes a la declinación, pero que el patrón *P. pyrifolia* era altamente

Fig. 11-22 Los virus latentes en la púa de una combinación de injerto pueden ocasionar la aparición de síntomas en el patrón después de injertar. Aquí se han desarrollado síntomas del virus "punteado del tallo" en el patrón sensible de manzano "Virginia Crab". La madera de la cultivar de la púa —arriba de la unión de injerto— no ha sido afectada. Cortesía de H. F. Winter. (188)



susceptible, mostrando una degeneración del floema justo abajo de la unión de injerto. Estudios posteriores (80, 81) mostraron que el agente infectante era un organismo de tipo micoplasma en vez de un virus. Para que se presente la declinación es necesaria la presencia concurrente de los cuerpos infectantes, el psílido del peral y un patrón susceptible. Se encontró que los organismos de tipo micoplasma eran susceptibles a los antibióticos de tetraciclina, siendo así posible la remisión de los síntomas inyectando el tronco del árbol. (129)

Otro ejemplo de la participación de un virus se encuentra en cítricos. En un tiempo se atribuía a incompatibilidad la dificultad de injertar de yema el naranjo dulce (*Citrus sinensis*) en patrón de naranjo agrio (*C. aurantium*) en Africa del Sur (1910) y en Java (1928), aunque en otras partes del mundo esta combinación tenía éxito a nivel comercial. Se pensó que la incompatibilidad se debía a la producción, por la púa, de una sustancia que era tóxica para el patrón. (170) A la luz de estudios subsecuentes estimulados por el desarrollo de la "tristeza" o "declinación rápida" del naranjo en Brasil y en California, quedó en claro que la sustancia tóxica procedente de las púas de naranjo dulce era un virus, tolerado por el naranjo dulce, pero letal para el patrón de naranjo agrio. (12, 183)

Anteriormente se pensó que la incompatibilidad retardada era la causa de la llamada línea negra de los nogales. La línea negra se presenta en ciertos nogales de Oregon, California y Francia en las cuales se injertan cultivares de *Juglans regia* en patrones de *J. hindsii* (nogal negro del norte de California) o en patrón de Paradox (*J. hindsii* X *J. regia*). (109, 153) Los árboles afectados crecen normalmente, produciendo buenas cosechas hasta que llegan a su madurez, de 15 a 20 o más años de edad. Cuando aparece el problema, en la unión de injerto muere una capa delgada de células de cámbium y de floema. El tejido muerto se extiende en forma gradual en la unión de injerto hasta que circunda al árbol. La extensión vertical del área muerta puede llegar a 30 cm. Este anillamiento mata al árbol arriba de la unión, pero normalmente el patrón desarrolla ramas y permanece vivo. Ahora se sabe que ese problema no se de-

be a incompatibilidad sino a un virus que mata al tejido de *J. regia* pero no afecta al tejido del patrón *J. hindsii* abajo de la unión de injerto. (105)

Corrección de combinaciones incompatibles

Si se ha hecho una combinación de injerto que es incompatible y se descubre antes de que el árbol muera o se rompa en la región de injerto, en combinaciones de injerto con incompatibilidad localizada es posible corregir esa condición haciendo un puente de injerto con un tipo mutuamente compatible, si existe. Si el árbol se ha propagado por error en un patrón que se sabe que muestra síntomas de incompatibilidad con la cultivar de la púa, siendo probable que el árbol finalmente se rompa en la unión de injerto, también es posible corregir esta condición arqueando con plántulas de un patrón compatible. Si la ruptura no ocurre antes de que los puentes de injerto tengan fuerza suficiente para sostener el árbol, es posible salvarlo en esta forma, ya que finalmente los puentes de injerto procedentes de semilla se convierten en el sistema radical principal.

RELACIONES ENTRE INJERTO Y PATRON (BROTE-RAIZ)

La combinación de dos (o en el caso de los patrones intermedios más de dos) plantas (genotipos) diferentes en una sola planta por medio de injerto, en la cual una parte produce el brote y la otra las raíces, puede producir patrones de crecimiento que difieren de aquellos que hubieran tenido las partes componentes cultivadas por separado. Algunos de estos efectos son de gran valor hortícola, mientras que otros son perjudiciales y se deben evitar. Las características alteradas pueden resultar (a) de reacciones de incompatibilidad, o (b) del hecho que una de las partes del injerto tenga uno o más caracteres específicos que no se encuentran en la otra como resistencia a ciertas enfermedades, nematodos o insectos, o bien tolerancia de ciertas condiciones adversas del clima y del suelo, o (c) interacciones específicas entre el patrón y la púa que alteran el tamaño, desarrollo, productividad, calidad del fruto u otros atributos hortícolas.

En la práctica puede resultar difícil determinar cuál de los tres tipos de factores influyentes es dominante en una combinación de injerto dada, cultivada en un medio ambiental específico.

Efectos del patrón en la cultivar de la púa

TAMAÑO HÁBITO DE CRECIMIENTO

Uno de los efectos más significativos del patrón es el control del tamaño que a veces va acompañado por un cambio en la forma del árbol. Aparentemente, el patrón altera el vigor de una cultivar dada que se le injerte. En manzanos, mediante la selección apropiada de patrones, se ha obtenido una gama completa de tamaños de árbol —desde enanos hasta muy grandes— al injertar la púa de una cultivar dada en patrones diferentes.

El hecho de que se pueden emplear patrones específicos para influir en el tamaño de los árboles se ha conocido desde tiempos antiguos. Teofrasto, y después los horticultores romanos, hizo uso de patrones de manzano achaparrantes que podían ser propagados con facilidad. El nombre "Paradise" (Paraíso), que se refiere a un parque o jardín persa, "pairidaeza", se aplicó a patrones de manzano achaparrantes a finales del siglo XV. (23)

En la actualidad se ha desarrollado una amplia diversidad de patrones controladores del tamaño para algunos de los árboles frutales principales. (17) Los más notables son la serie de patrones para manzano propagados vegetativamente colectados y desarrollados en la East Malling Research Station en Inglaterra a partir de 1912. Estos patrones se clasificaron en cuatro grupos, principalmente por el grado de vigor que impartían a la cultivar injertada: *enanos*, *semienanos*, *vigorosos* y *muy vigorosos*. (70, 113, 134) De manera similar, los efectos de control del tamaño del patrón en los injertos de cerezo dulce (*Prunus avium*), han sido conocidos desde principios del siglo XVIII. (79) Los patrones de cerezo Mazzard (*P. avium*) obtenidos de semilla tienden a producir árboles grandes, vigorosos y de larga vida, mientras que aquellos de *P. mahaleb* tienden a producir árboles más chicos de vida más corta. (42) Sin embargo, plántulas individuales de esas especies, multiplicadas y mantenidas como clones, pueden producir marcados efectos de patrón, diferentes de aquellos de la especie en conjunto. Los efectos del patrón en el tamaño y vigor de los árboles se ha reconocido también en cítricos, perales y otras especies. (10, 53) En el Cap. 18 se presenta un estudio de patrones específicos para los diversos cultivos frutales y de nueces.

No es posible predecir con certeza los efectos del patrón sin considerar el sistema entero en el cual se usa, incluyendo la cultivar específica que se usa como púa para el brote. Antes de llegar a una conclusión respecto al árbol compuesto, se debe probar cada combinación de patrón-púa. (69) Asimismo se deben tomar en cuenta las condiciones ambientales en que van a cultivarse. Si las plantas injertadas se cultivan en condiciones óptimas, es posible que las diferencias de crecimiento de los patrones vigorosos respecto a aquellos más débiles puedan reducirse al mínimo. Cuando se emplean patrones achaparrantes se requieren buenas condiciones de suelo y de cultivo para obtener un resultado favorable.

A menudo, los efectos achaparrantes de un patrón van asociados con alteraciones de la forma normal del árbol. Una forma baja y desparramada se ilustra con injertos del manzano "McIntosh" en patrón apomítico semiachaparrante de *Malus sikkimensis*. (148) Es posible que esos efectos se deban a cambios en las concentraciones de ciertas hormonas (auxinas, giberelinas) en el árbol.

En las plantas ocurren virus asintomáticos que pueden ejercer una influencia achaparrante. Si no se presentan síntomas perjudiciales, se puede producir, con este método, un achaparramiento útil. (60) La remoción de virus de algunos patrones clonales achaparrantes mediante tratamiento con calor puede disminuir su influencia reductora en el tamaño.

En el desarrollo de nuevos patrones clonales a partir de plántulas, sería muy útil poder predecir si esos patrones serán achaparrantes o vigorizantes. Estudios (8, 102) efectuados en Inglaterra indican que los patrones de manzano conocidos como productores de árboles enanos tienen en sus raíces laterales una proporción elevada de corteza con relación a la madera, mientras que en los patrones que causan un incremento en vigor de la cultivar injertada, se encuentra una proporción menor de corteza/madera. También, en los patrones de manzano achaparrantes, gran parte del tejido leñoso funcional de las raíces está formado por células vivientes, mientras que en patrones no achaparrantes, vigorosos, la madera está formada por una cantidad relativamente grande de tejido lignificado, sin contenido de células vivientes. Sin embargo, en estudios similares (168) realizados en Italia con manzanos y perales injertados, no se encontró esa relación.

FRUCTIFICACIÓN

El patrón empleado puede influir en la *precocidad de la fructificación*, la *formación de las yemas fructíferas*, el *cuajado de los frutos* y en el *rendimiento* de un árbol. En general, la preco-

cidad de la fructificación está asociada con los patrones achaparrantes y la lentitud en el inicio de la fructificación con patrones vigorosos. Estudios a largo plazo efectuados en Inglaterra, con varios patrones para manzano demostraron que los resultados variaron de acuerdo con la edad del árbol y el espaciamiento de los mismos. (134, 135) Los árboles injertados sobre el patrón "Malling 9", plantados a distancias de 3.6 × 3.6 m, tuvieron el rendimiento acumulado más alto por árbol hasta la edad de 10 años debido a su producción temprana. Para el 10° año fueron superados por árboles injertados sobre el patrón de vigor moderado "Malling 4". En el 15° año éstos fueron a su vez sobrepasados por árboles que tenían el patrón "Malling 1" vigoroso, pero al 20° año el rendimiento de todos los árboles fue menor que aquellos que tenían el patrón muy vigoroso "Malling 16". En base al rendimiento por hectárea en los primeros 20 años, los árboles formados con el patrón "Malling 9", plantados a 3.6 × 3.6 m, fueron los más rendidores de cualquier grupo. Después de ese tiempo el mayor rendimiento se obtuvo de aquellos que tenían el patrón muy vigoroso "Malling 16".

En algunos casos, los patrones vigorosos de crecimiento robusto producen una planta más grande y más vigorosa de la cual se obtienen cosechas más grades en un periodo de años más largo. Por otra parte, los árboles formados sobre patrones achaparrantes pueden ser más fructíferos, y si se les siembra a menores distancias, producen rendimientos más elevados por hectárea, en especial en los primeros años de producción.

La presencia misma de la unión de injerto puede estimular una producción más temprana y tal vez más abundante. Por ejemplo, en estudios hechos con cítricos (83) de cinco patrones: naranjo agrio, naranjo dulce, naranjo trifoliado, toronja y limón rugoso; produjeron dos estaciones antes cuando se les injertó con púas propias que cuando no se les injertó, aunque en cada caso los árboles eran casi del mismo tamaño.

Si se presenta una unión de injerto imperfecta, con incompatibilidad parcial como ocurre en algunas combinaciones, una reducción de translocación en la unión de injerto puede ejercer el efecto que tendría el anillado y conducir con ello a un incremento en la fructificación.

La influencia del patrón puede variar mucho en las diferentes clases de plantas. En el cultivo de variedades de persimón japonés (*Diospyros kaki*) el patrón tiene un efecto directo sobre la producción de flores y el cuajado de los frutos. En pruebas realizadas con el persimón "Hachiya" (152) los árboles sobre patrón de *D. lotus* produjeron más flores pero maduraron menos frutos que árboles similares sobre patrón de *D. kaki*, mientras que los árboles injertados sobre *D. virginiana* produjeron tan pocas flores que la cosecha resultó muy mala.

En las vides, en que el rendimiento depende del vigor del crecimiento del año en que se cosecha, el patrón empleado puede ser un factor que influya mucho. (68) Se tuvieron incrementos grandes de rendimiento de ciertos tipos de vid americanos (*Vitis labrusca*) cuando se les injertó sobre patrones vigorosos, en comparación con los registrados de plantas que se cultivaron en sus propias raíces (no injertadas). (176) En un periodo de seis años, el rendimiento de las vides "Concord" aumentó del 30 al 150 %, según el patrón empleado. Por otra parte, con púas de *V. vinifera* el injerto sobre "Dog Ridge" (*V. champini*), un patrón cultivado en extremo vigoroso, en suelos fértiles puede producir un crecimiento tan vigoroso que se vuelven improductivas.

TAMAÑO, CALIDAD Y MADUREZ DEL FRUTO

Entre las diferentes especies de plantas se presenta una variación considerable respecto al efecto del patrón sobre las características del cultivar que se le injerta. En el fruto del injerto no se presenta una transferencia de las características que tendría el del patrón. Por ejemplo, el membrillero que comúnmente se emplea como patrón del peral tiene frutos con un pronun-

ciadó sabor ácido y astringente, el cual no se presenta en las peras. El duraznero a veces se emplea como patrón para el albaricoquero, pero no hay ninguna indicación de que los albaricoques hayan tomado algunas de las características de los duraznos.

Aunque no se entremezclan las características de los frutos del patrón y del injerto, ciertos patrones pueden afectar la calidad de la variedad que se injerte sobre ellos. Un ejemplo notable de esto es el defecto de "base negra" de las peras. Los cultivares "Bartlett", "Anjou", y algunos otros, en diversos patrones, en ocasiones producen frutos que son anormales en el extremo del cáliz. El daño consiste en el ennegrecimiento de la pulpa, la cual en casos graves se abre. A veces la parte del cáliz está dura y saliente. Esos frutos no tienen utilidad comercial. Se ha visto (40, 74) que este problema se presenta cuando los árboles se han propagado sobre ciertos patrones como *Pyrus pyrifolia*, pero sólo rara vez cuando se emplea el peral francés *P. communis*. Este desarreglo afecta sólo al fruto ya que en el árbol no se presentan síntomas adversos.

La formación de la base negra de los frutos desaparece si los árboles que están sobre patrón de *P. pyrifolia* se arquean con *P. communis* procedentes de semilla y después, una vez que los injertos sostienen al árbol, se cortan las raíces originales de *P. pyrifolia*. La base negra de los frutos sigue manifestándose a menos que se interrumpa la conexión original de la copa "Bartlett" con las raíces de *P. pyrifolia*. No se ha llegado a establecer si las raíces de *P. pyrifolia* producen sustancias tóxicas para el fruto o si hay alguna otra interacción.

En los cítricos, los patrones producen efectos muy notables en las características de los frutos del cultivar injertado sobre ellos. (11) Si se usa naranjo agrio (*Citrus aurantium*) como patrón, los frutos de naranjo dulce, de la mandarina y de la toronja son lisos, de piel delgada y jugosos, de excelente calidad y se almacenan bien sin deteriorarse. Los patrones de naranjo dulce (*C. sinensis*) también producen frutos de piel delgada, jugosos y de alta calidad. Los frutos de cítricos sobre patrón de toronjo (*C. paradisi*) suelen ser de tamaño, clase y calidad excelentes, siempre que se proporcione fertilización abundante. Pero cuando se usa el limón rugoso (*C. limon*) como patrón, con frecuencia los frutos resultan de piel gruesa, algo grandes y ásperos, de calidad inferior y bajos tanto en azúcar como en ácido.

El patrón influye en forma muy marcada en el tamaño de los frutos del naranjo de las variedades "Washington Navel" y "Valencia". Las naranjas más grandes de ombligo fueron producidas sobre patrones de naranjo agrio y las más pequeñas en patrones del limón dulce Palestine. Las naranjas "Valencia" más grandes estuvieron asociadas con patrones achaparrantes de naranjo trifoliado, en tanto que los patrones de naranjo dulce produjeron los frutos más pequeños.

Aunque muchas pruebas han demostrado que las diversas características de los frutos de cítricos las afectan el patrón empleado, se desconoce el mecanismo fisiológico básico.

En la parte sur de los EUA en un tiempo se acostumbró injertar tomate (*Lycopersicon esculentum*) sobre toloache (*Datura stramonium*), debido a la resistencia a los nematodos de las raíces de *Datura*. Como se sabía que el toloache contiene alcaloides venenosos, se tuvo cierta preocupación de que esos alcaloides fueran translocados del patrón a los frutos del tomate. Los estudios demostraron que tal era el caso. El contenido de alcaloides de los frutos de tomate sobre plantas injertadas era de 3.9 a 28.6 mg/kg de frutos frescos; en tanto que las plantas de control no injertadas no contenían alcaloides. (98)

Hay otros ejemplos similares de esta translocación de compuestos entre patrón e injerto en injertos intergenéricos en Solanaceae. En una serie de injertos recíprocos entre tomate y tabaco, se encontró nicotina en los injertos de tomate sobre patrón de tabaco. Cuando se hicieron injertos de tabaco sobre patrón de tomate, la producción de alcaloides del tabaco se redujo bastante, ocurriendo la mayor parte de la síntesis de los alcaloides en la unión de injerto y en la

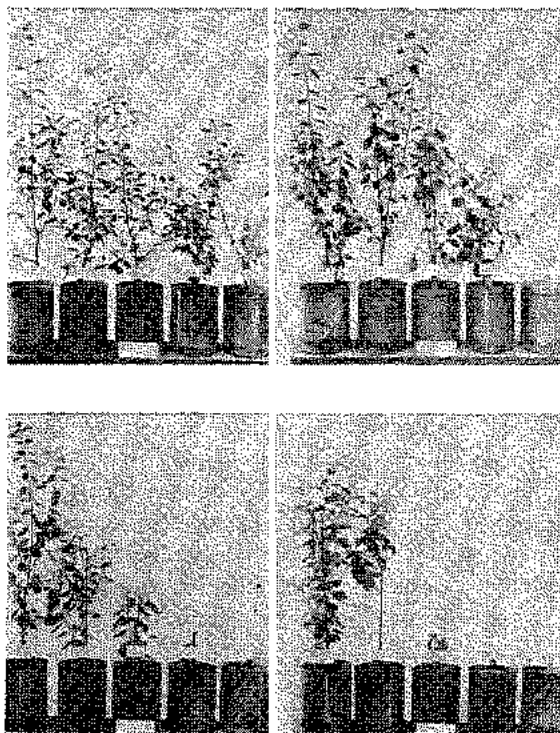
parte del tallo de tabaco que se encontraba inmediatamente arriba de la unión. Esa localización no se encontró en injertos de tomate sobre patrón de tabaco. (41, 160)

**EFFECTOS DIVERSOS DEL PATRÓN SOBRE EL INJERTO:
RESISTENCIA A BAJAS TEMPERATURAS INVERNALES,
RESISTENCIA A LAS ENFERMEDADES Y ÉPOCA DE MADURACIÓN DE LOS FRUTOS**

En los cítricos, el patrón usado puede afectar la resistencia del injerto a las bajas temperaturas. Durante las heladas severas del invierno de 1950-1951 en el Valle del Río Grande de Texas, los árboles jóvenes de toronja injertados sobre patrón de limón "Rangpur" sobrevivieron mucho mejor que aquellos sobre limón rugoso o naranjo agrio; los árboles sobre mandarina "Cleopatra" se dañaron en forma más severa. (33) Una fuerte helada en Florida, en 1962, sirvió para demostrar que en naranjos y toronjas había una amplia gama de resistencia a las bajas temperaturas que podía atribuirse al patrón usado. (53)

Los diversos patrones responden en forma diferente a ciertas condiciones del suelo, produciendo así alteraciones sobre el comportamiento de la variedad que se injerte sobre ellos; esto se ilustra en la Fig. 11-23. Los patrones de almendro y de ciruelo mirobalano toleran mejor el exceso de boro en los suelos que los patrones de ciruelo "Marianna". Así, en este caso se logró un desarrollo bastante bueno del ciruelo francés sobre patrones de almendro y ciruelo mirobalano, en condiciones en que fue severamente dañado cuando se injertó sobre patrones de ciruelo "Marianna" o de albaricoquero. (66)

Fig. 11-23 El patrón que se emplee puede afectar la tolerancia de ciertos árboles frutales a cantidades tóxicas de algunos elementos. Esto queda ilustrado por ciruelos "French" sobre cuatro patrones diferentes, al regarlos con agua que contenía cuatro niveles diferentes de boro. Los patrones fueron: almendro, procedente de semilla (arriba, izquierda); ciruelo mirobalano procedente de semilla (arriba, derecha); albaricoquero, procedente de semilla (abajo, izquierda); y estacas de ciruelo "Marianna" (abajo, derecha). En cada patrón se usó agua de riego con las siguientes concentraciones de boro (de izquierda a derecha): $\frac{1}{2}$ ppm (agua de la llave); 2; 3; 5 y 10 ppm. Cortesía de C. J. Hansen.



Los cuatro patrones que más comúnmente se usan para frutales de hueso (*Prunus* sp.) —ciruelo, durazno, albaricoquero y almendro— difieren en forma marcada en su respuesta a condiciones adversas del suelo (43) y, en consecuencia, pueden afectar al desarrollo de la variedad que se injerte en ellos. Por ejemplo, los árboles que tienen patrón de ciruelo mirobalano son más tolerantes al exceso de humedad del suelo, siguiendo en grado de tolerancia los patrones de durazno o de albaricoquero, siendo los patrones de almendro los más susceptibles a recibir daños en esas condiciones.

En los cítricos existe una variabilidad considerable en la tolerancia de los diversos patrones a condiciones adversas de suelo. La selección del patrón sobre el que se va a injertar es de mucha importancia. En Texas, por ejemplo, la gravedad de los síntomas de la clorosis inducida por cal en suelos calcáreos es determinada en gran parte por el patrón que se emplee. Pruebas con toronjos sobre 36 patrones diferentes mostraron que con 4 de los patrones no aparecieron síntomas de clorosis, pero que ésta se manifestó en forma severa en 13 de los patrones. (34)

Se sabe que algunos patrones son más tolerantes que otros a las condiciones adversas de suelo causadas por organismos como los nematodos (*Meloidogyne* sp.) o el hongo de la raíz del roble (*Armillaria mellea*). El crecimiento del injerto sería influido después por el patrón a través de la capacidad de éste para resistir esas condiciones adversas.

Los ejemplos anteriores ilustran casos en que el comportamiento de la cultivar de la púa es afectado por el patrón usado, lo cual a su vez puede resultar de reacciones del patrón a ciertas condiciones adversas del suelo.

Efectos de la cultivar injertada sobre el patrón

Aunque hay una tendencia a atribuir al patrón todos los casos de achaparramiento o de vigorización en una planta injertada, el efecto del injerto sobre el comportamiento de la planta compuesta puede tener tanta importancia como el del patrón. Sin duda alguna el injerto, el patrón intermedio, el portainjerto y la unión misma del injerto, influyen en forma mutua y determinan el comportamiento general de la planta. Sin embargo, en ciertas combinaciones un miembro específico de la combinación ejerce una influencia marcada, no importando qué parte de la planta pase a formar. Por ejemplo, un tipo achaparrante ejercerá su influencia sobre toda la planta, no importando que se emplee como patrón, como patrón intermedio o como púa.

EFFECTO SOBRE EL VIGOR DEL PATRÓN

Esta parece ser la influencia principal del injerto sobre el patrón, tal como fue en el caso del efecto del patrón sobre el injerto. Si sobre un patrón débil se injerta una variedad de crecimiento vigoroso, el crecimiento del patrón será estimulado de modo que se volverá más grande que si se hubiera dejado sin injertar. Recíprocamente, si una variedad débil se injerta sobre un patrón vigoroso, el crecimiento del patrón será menor de lo que pudiera haber sido sin ser injertado. En los cítricos, por ejemplo, cuando la variedad que sirve de injerto es menos vigorosa que la usada como patrón, es el injerto más bien que el patrón el que determina la velocidad de crecimiento y el tamaño final del árbol. (82)

El hecho de que el injerto influye sobre el crecimiento del patrón fue reconocido desde mediados del siglo XIX. (57) Desde hace tiempo se ha sabido, sobre todo en el manzano, que en árboles injertados el tamaño, la naturaleza y la forma del sistema radicular que se desarrolla en pa-

tronos procedentes de semilla pueden ser afectados por la cultivar que se injerte en ellos. (156, 173) Cultivares diferentes usadas como púas pueden dar origen a patrones de crecimiento distintos en el patrón. Por ejemplo, si patrones de manzano procedentes de semilla se injertan de púa o de yema con la variedad "Red Astrachan", se forma un sistema radical muy fibroso, con pocas raíces principales. Si otros patrones similares se injertan con "Oldenburg" o "Fameuse", el sistema radical resultante no es fibroso sino que tiene un sistema radical formado por una raíz principal profunda con dos o tres ramificaciones. (73) De hecho, los viveristas que propagan manzanos, en ocasiones pueden identificar muchas de las variedades usadas como púas de injerto por el aspecto del sistema radical de los árboles de vivero injertados.

EFECTO SOBRE LA RESISTENCIA DEL PATRÓN A TEMPERATURAS BAJAS

Cuando menos en algunas especies, la resistencia a temperaturas bajas de un patrón específico puede ser modificada por el cultivar que se injerte sobre él. Este efecto no se debe necesariamente a que un injerto resistente a bajas temperaturas imparta esa resistencia al patrón. Más bien, es probable que esté relacionado con el grado de maduración que alcance el patrón, habiendo ciertas variedades que al injertarse tienden a prolongar el crecimiento de las raíces del patrón por bastante tiempo durante el otoño, de modo que los tejidos de la raíz no han madurado lo suficiente para cuando ocurren heladas fuertes en el invierno. El patrón, si no se injerta o se hace con una variedad que detiene su crecimiento temprano en el otoño, puede madurar sus tejidos con la anticipación necesaria para desarrollar suficiente resistencia a las temperaturas bajas.

Efectos de un patrón intermedio sobre la púa y el patrón

La capacidad de ciertos patrones achaparrantes, insertados entre una raíz y una copa vigorosas para producir un árbol achaparrado y de producción temprana, se ha conocido desde hace siglos y se ha usado comercialmente para la propagación de árboles enanos. Se ha reportado (131) que uno de los primeros registros de esos procedimientos (93) fue dado en 1681 en Inglaterra, recomendando el empleo del manzano Paradise como patrón para inducir precocidad en manzanos injertados sobre patrones de manzano silvestre. En la Fig. 11-24 se muestra como ejemplo el grado de achaparramiento que puede producirse por patrones intermedios.

Las pruebas efectuadas (166) para determinar si patrones intermedios de diversos cultivares de manzano insertados entre el patrón de manzano "Malling 2" y los cultivares "Jonathan" o "Delicious" como injerto tenían algún efecto en el comportamiento de este último, demostraron que en cada caso se registró una reducción del rendimiento en comparación con aquellos casos en que el cultivar mismo se empleaba como patrón intermedio.

Al parecer, una sección intermedia de tallo achaparrante tiene un mecanismo inherente que ocasiona una reducción en el crecimiento tanto del patrón como en la copa injertada. (131) Comparaciones reiteradas de la influencia ejercida sobre el injerto por el patrón y por un patrón intermedio, han demostrado que aunque ambos tienen influencia, la del patrón es mayor. (171, 178)

El achaparramiento de manzanos empleando un patrón intermedio achaparrante, como "Malling 9" ha tenido un amplio uso comercial durante muchos años. Este método tiene la ventaja de permitir el empleo como patrón de una plántula bien anclada, vigorosa, en lugar de un clon achaparrante quebradizo y mal anclado. Sin embargo, con el uso del patrón achaparrante intermedio puede presentarse una producción excesiva de brotes de las raíces, aún en patrones de tipo que normalmente no producen muchos brotes.

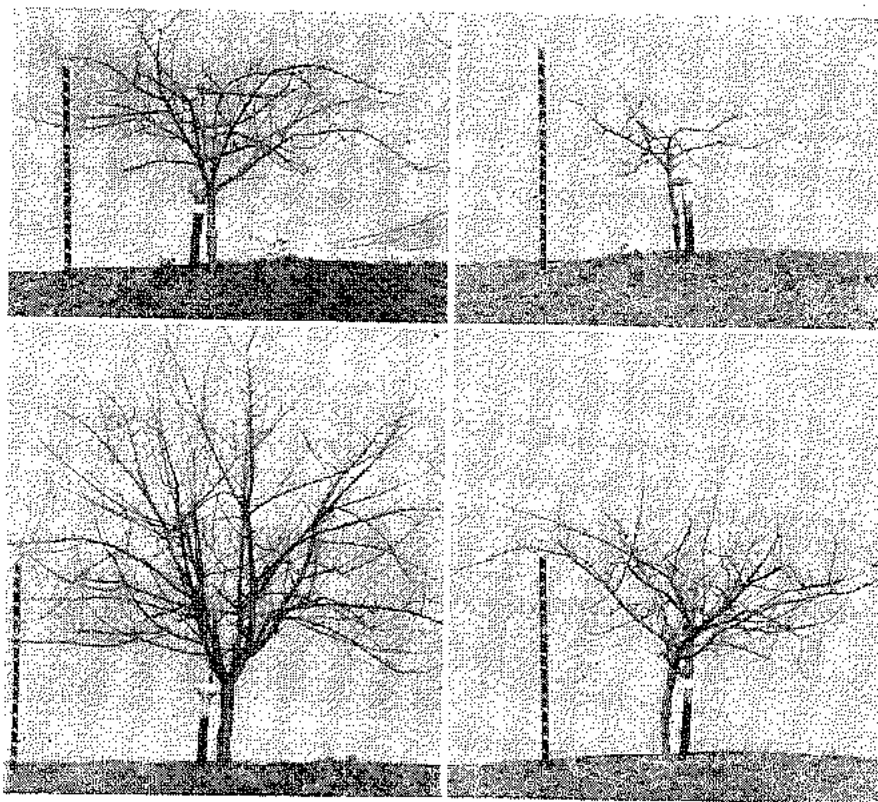


Fig. 11-24 Efecto de un patrón intermedio sobre el tamaño de un injerto de manzano Cox's Orange Pippin sobre patrón "MM 104". Arriba, izquierda: Cox / "M.9/MM.104". Arriba, derecha: Cox / "M.27/MM.104". Abajo izquierda: Cox / "MM. 104". Abajo derecha: Cox / "M.20/MM.104". Cortesía de M. S. Parry, W. S. Rogers y los Editores del *Journal of Horticultural Science*. (131)

En algunos casos, este efecto del patrón intermedio puede deberse a la introducción de una unión de injerto adicional, con posibilidades de producir restricciones a la translocación. Las uniones de injerto imperfectas han sido señaladas como una causa del achaparramiento de los naranjos por un patrón intermedio de limón. En contraste con la situación de achaparramiento en manzanos con un patrón intermedio "Malling 9", el limón en sí tiene un crecimiento fuerte.

Por otra parte, existen datos de que los efectos observados del patrón intermedio se deben directamente a una influencia de la porción de patrón intermedio más bien que a anomalías en la unión de injerto. (150) Al parecer el efecto achaparrante de "Malling 9" se debe a algo más que a restricciones en la unión de injerto, ya que el "Malling 9" es en sí mismo un árbol enano de fructificación temprana.

Estudios efectuados (141) han mostrado cuantitativamente que la respuesta inicial obtenida de un patrón intermedio "Malling 9" en el árbol compuesto "Starking Delicious/M 9/M 16" fue de floración temprana y abundante. Esta fue seguida, como resultado de la cosecha abundante por una reducción en el tamaño del árbol. El grado de respuesta obtenida fue proporcional a la longitud del patrón intermedio "Malling 9". Este resultado apoya las experien-

cias anteriores de que el efecto del patrón intermedio es debido a una influencia directa del patrón, ya que el incremento en la longitud del patrón intermedio intensifica su efecto. (39, 59) Sin embargo, en estudios en los que se usó el peral "Old Home" como patrón intermedio entre "Bartlett" y membrilleros, no se encontraron efectos resultantes del empleo de patrones intermedios de diferente longitud. (185)

Posibles mecanismos de la influencia recíproca entre patrón e injerto

La naturaleza de las relaciones entre el patrón y la púa es muy compleja y es probable que difiera entre combinaciones genéticamente diferentes. El mecanismo fundamental mediante el cual se ejerce la influencia mutua entre el patrón y el injerto no se ha determinado en forma adecuada. Algunas de las explicaciones propuestas de los efectos observados son especulativas, en ocasiones contradictorias y a veces no bien fundadas. Se han propuesto varias teorías como posibles explicaciones de la interacción entre el patrón y el injerto.

Uno de los mecanismos sugeridos es que las influencias del patrón son el resultado de *efectos de translocación* más bien que de la *capacidad de absorción* del sistema radical. El hecho de que, cuando menos en cierto grado, la porción de tallo de un árbol tiene una influencia definida se ha demostrado por medio de experimentos (13) en los cuales materiales que es común que se empleen como patrones, se utilizaron como patrones intermedios entre un sistema radical vigoroso y un cultivar que sirvió de injerto. Los efectos esperados todavía se manifestaron aunque en menor grado, no obstante que los materiales se emplearon como patrón intermedio más bien que como el sistema radical entero de absorción. Se notó esa misma influencia en el árbol, aun en el caso en que el tejido de patrón intermedio se redujo sólo a un anillo de corteza. (142)

Siguiendo ese razonamiento, la uniformidad que se presenta en los árboles que se producen sobre patrones propagados en forma vegetativa se debe a la uniformidad de los *tallos* de esos patrones, en tanto que la variación de los tallos en patrones obtenidos de semilla es responsable de la variación que se observa en el desarrollo del cultivar que se les injerta. Esto se manifiesta en forma especial si el injerto, de púa o de yema, se hace en una parte bastante alta del tallo patrón, de tal modo que haya mayor oportunidad para que éste ejerza su influencia. Pero si el injerto se hace sobre las raíces de patrones obtenidos de semilla (aquellos con influencia relativamente pasiva), tal como se hace en los injertos de raíz, esa variabilidad no se manifiesta debido a la ausencia de la influencia que ejerce la porción de tallo. Por tanto, es posible producir un grupo de árboles bastante uniforme, aunque sean injertados en patrones procedentes de semilla. Esta misma situación se ha observado en cerezos, en los cuales los huertos formados con árboles que habían sido injertados en una posición baja sobre plántulas de Mazzard, resultaron bastante uniformes y los huertos plantados con árboles injertados de yema en una porción alta del tallo presentaron considerable variación.

Sin embargo, algunos investigadores en Inglaterra concluyeron (71, 178) que es el *sistema radical* mismo más bien que el *tallo* del patrón el que desempeñaba el papel principal en los efectos del patrón sobre el injerto. Beakbane y Rogers (9) después de efectuar experimentos con manzanos durante 19 años, concluyeron que la influencia característica del patrón se debía a las raíces mismas. Ese efecto no dependía de la presencia de una porción de tallo del patrón, aunque ésta tendió a aumentar la influencia del patrón.

Es posible que Ramírez y Tabuena (138) hayan resuelto esas contradicciones que se observaron entre la influencia de la raíz y del tallo al demostrar que si la púa o el patrón intermedio influyen sobre la morfología de la raíz, es porque tienen características dominantes.

Chandler (29) y Gardner, Bradford y Hooker (54) tratando el tema en términos generales, afirmaron que el efecto del patrón sobre el injerto y viceversa puede ser explicado por *factores fisiológicos*, principalmente por influencias debidas a *cambios en vigor*. Chandler señaló que cuando el injerto es la parte más vigorosa de la combinación, la provisión de carbohidratos de la raíz debe ser mayor. Y como ciertas raíces aprovisionan y son aprovisionadas por ciertas ramas, es de esperarse que el hábito de ramificación de la copa influya sobre el hábito de ramificación de las raíces, explicando así los diferentes tipos de raíces que se lograron al usar diversas variedades como injertos. Si los árboles de diferentes variedades se podaran hasta dejar exactamente el mismo número y distribución de ramas, es posible que en el crecimiento del patrón no se presentaran diferencias asociadas con el empleo de distintas variedades para injerto.

Los efectos del patrón no están relacionados con el vigor en forma invariable. Características tales como la floración, el cuajado, el tamaño, el color o la calidad de los frutos puede afectarlas el patrón aun en árboles que muestran un mismo vigor. Por ejemplo, el efecto marcado del patrón sobre el desarrollo de la base negra de las peras ciertamente no se debe a una alteración del vigor.

Tukey y Brase (173) concluyeron de sus estudios que no debe considerarse que parte alguna de un injerto ejerce un control completo sobre las otras, sino que todas ellas, patrón, patrón intermedio e injerto, influyen en el crecimiento en conjunto, aunque el patrón ejerce el efecto dominante.

Aunque no existe una explicación completamente satisfactoria de cómo tres componentes genéticamente diferentes de una planta injertada, patrón, patrón intermedio y púa, interactúan para influir en las respuestas de crecimiento, floración y fructificación de la planta compuesta, se pueden considerar tres factores (a) *absorción y utilización de nutrientes*, (b) *translocación de nutrientes y agua* y (c) *alteraciones en factores de crecimiento endógenos*.

NUTRICIÓN

Puede ser posible que los patrones achaparrantes produzcan árboles pequeños por efectos de inanición, pero éste no ha sido el caso. Los árboles enanos en ocasiones contienen concentraciones más elevadas de nutrientes minerales y orgánicos que los árboles vigorosos. (30, 140) Se encontró que la condición de buena fructificación que existe en manzanos jóvenes injertados sobre patrones achaparrantes de "Malling 9" estaba asociada con la acumulación de almidón en las ramas al comienzo de la estación. (30) Es de esperarse que tal acumulación temprana de almidón sea favorable para la iniciación de los primordios de las yemas florales. Los árboles no fructificadores injertados sobre el patrón vigoroso "Malling 12" no mostraron esa acumulación de almidón. El aumento de la provisión de agua y nutrientes producido por raíces vigorosas debe estimular la producción de crecimiento nuevo, en vez de retardarlo; y no debe permitir la acumulación de carbohidratos, como sería el caso en los patrones achaparrantes más débiles.

Ciertas influencias del patrón pueden ser explicadas por la absorción de minerales que efectúan los diversos patrones y que pasan al injerto. Por ejemplo, el sistema radical muy vigoroso del durazno "Shalil", cultivado con bajos niveles de nutrientes; pudo tomar y pasar al injerto una mayor provisión de nutrientes que el patrón "Lovell" menos vigoroso. En esas condiciones, la variedad usada como injerto tuvo mejor crecimiento sobre el patrón "Shalil" que sobre el "Lovell". Pero cuando el nivel de sales fue mayor e incluyó iones tóxicos de cloruros, la mayor acumulación de esas sales, translocadas después al injerto, ocasionó daños y depresión. En este caso, la diferencia en vigor de dos patrones produjo efectos opuestos en dos condiciones de suelo diferentes: uno con alta salinidad y otro con salinidad baja. (72)

Estudios realizados en Inglaterra (4, 5) con "Malling 9" y con el aún más achaparrante "Malling 27" han aportado evidencia de que los árboles que se desarrollan sobre esos patrones son más pequeños, debido a que están restringidos a menor número de puntos de crecimiento, que continúan desarrollándose durante un periodo más corto. La tasa de crecimiento aún más lenta del sistema radical limita en tal forma a los árboles, que éstos son incapaces de emplear por completo el fotosintato para efectuar un crecimiento continuado.

TRANSLOCACIÓN

El hecho de que patrones intermedios achaparrantes clonales como "Malling 9" producen cierto achaparramiento puede indicar que interviene en ello la translocación, debido ya sea a bloqueo parcial en la unión de injerto o a una reducción en el movimiento de agua o de materiales nutrientes (o ambos) a través de la porción misma del patrón intermedio.

Una explicación ofrecida (181) acerca del efecto achaparrante de ciertos patrones, es apoyada por estudios concernientes a la eficiencia de la conducción del agua en la unión de injerto. Hay indicaciones de que la unión de injerto introduce una resistencia adicional al flujo del agua. Esa resistencia fue mayor en uniones en las que el patrón "Malling 9" fue uno de los componentes. Algunas de las características de crecimiento de los árboles sobre patrón "Malling 9", tales como hojas pequeñas, entrenudos cortos y cesación temprana del crecimiento estacional de las ramas, son del tipo que generalmente se relaciona con una ligera deficiencia de agua en el árbol. Sin embargo, como se mencionó antes, aunque una unión de injerto restringida puede contribuir a la influencia achaparrante de ciertos patrones, es probable que el factor primordial resida en la naturaleza de las características de crecimiento de esos patrones.

En un estudio de la translocación de fósforo (P^{32}) y calcio (Ca^{45}) radiactivos de la raíz a la copa de manzanos de un año de la variedad "McInstosh", cultivados en soluciones nutrientes, se demostró que cuando se empleó el patrón vigoroso "Malling 16" se encontró en la copa de los árboles una cantidad tres veces mayor de esos elementos que la que se encontró al usar el patrón achaparrante "Malling 9". (22) Esto puede indicar una capacidad superior del patrón vigoroso para absorber y translocar nutrientes minerales al injerto con relación al patrón achaparrante. O puede sólo significar que las raíces de "Malling 9", con su mayor porcentaje de tejido vivo, formaron un "resumidero" mayor para esos materiales, reteniéndolos en las raíces.

FACTORES ENDÓGENOS DEL CRECIMIENTO

Sax expuso la idea (147, 150) de que algunas de las alteraciones del crecimiento que se observan cuando se emplean ciertos patrones intermedios o cuando se invierte un anillo de corteza en el tronco de un árbol joven, pueden deberse a la interferencia de la translocación normal de sustancias naturales reguladoras de crecimiento y de nutrientes de las hojas a las raíces. Se sabe que existen ciertos factores (por ejemplo, la vitamina B_1) que son necesarios para el crecimiento de la raíz y cualquier cosa que detenga o reduzca el flujo de esas sustancias limitará el crecimiento del patrón y después el de todo el árbol.

Es posible que los patrones achaparrantes puedan ejercer sus efectos característicos debido a una baja producción inherente de estimuladores endógenos del crecimiento, o a su incapaci-

dad para conducir o utilizar esas sustancias al ser producidas por el injerto. En el vivero, los árboles jóvenes que tienen un patrón achaparrante pueden efectuar durante uno o dos años un crecimiento vigoroso cuando los materiales reguladores del crecimiento (auxinas y giberelinas) están presentes en cantidades aún suficientes, pero varios años después se presenta el achaparramiento debido al incremento en la escasez de estimuladores del crecimiento que conducen al desarrollo normal de la raíz o de la copa. (172)

Se tienen pruebas (65) para demostrar que la cantidad de ácido indolacético (una auxina estimuladora del crecimiento) que es destruida por el tejido de corteza de la raíz y del tallo, está inversamente correlacionada con el vigor del injerto inducido por el patrón. En un estudio (111) de extractos de hojas de varios patrones de manzano que controlan el tamaño del árbol, se encontró que aquellos que producían el mayor achaparramiento contenían materiales que estimulaban la descomposición oxidante del ácido indolacético.

En una comparación de los factores endógenos reguladores del crecimiento presentes en la corteza del patrón de manzano "Malling 9" con aquellos existentes en la corteza del patrón vigorizante "Malling 16" se observó (100) que en "Malling 9" se encontraban menores concentraciones de sustancias estimuladores del crecimiento y más inhibitoras del mismo, de las determinadas en "Malling 16".

En extractos de tejidos obtenidos de cuatro patrones de manzano controladores del tamaño, "Malling 16" (vigorizante), "Malling 1" (semivigorizante), "Malling 7" (semiachaparrante) y "Malling 9" (achaparrante), se encontraron contenidos crecientes, en el mismo orden, de un inhibidor endógeno que aparentemente era ácido abscísico. (189)

También existe la posibilidad de que las diferentes concentraciones de giberelina endógena, como estimuladora del crecimiento, puedan explicar, en parte, las características de control del tamaño que tienen los diversos patrones. Se sabe que las raíces producen giberelina y que las cantidades de ésta, presentes en la corriente de transpiración, son suficientes para ejercer una influencia decidida sobre el control del crecimiento. (88) Se encontraron extractos del patrón achaparrante de manzano "Malling 9" que tenían cantidades menores de sustancias similares al ácido giberélico que las identificadas en los patrones "Malling 1" y "Malling 25" más vigorizantes. (86) Esas bajas concentraciones de giberelinas en los patrones más achaparrantes pueden deberse ya sea a una menor producción o a una destrucción mayor. Así, el achaparramiento diferencial producido por los diversos patrones puede explicarse, en parte, por las distintas concentraciones de giberelinas translocadas de las raíces al sistema ramal. (27) Las inyecciones de ácido giberélico a manzanos injertados han producido un mayor estímulo al crecimiento de la copa, mientras disminuía el vigor del patrón y las de un inhibidor del crecimiento, ácido abscísico, hicieron que cesara el crecimiento de las ramas. (144)

En estudios de injerto, (97) al injertar anillos completos de corteza del manzano achaparrante "Malling 26" en tallos de la cultivar "Gravenstein" injertados, a su vez, en el patrón vigorizador "M111", se obtuvieron árboles achaparrados, lo cual sirvió como base para postular el siguiente mecanismo de achaparramiento en manzanos: La auxina producida por la punta del tallo se mueve hacia abajo por el floema. La cantidad de ella que llegue a las raíces influye en el metabolismo de las raíces, incluso en la cantidad y clase de citokininas sintetizadas y son translocadas de la raíz al sistema caulinar por el xilema. Estas citokininas influyen en la cantidad de crecimiento que efectúa el tallo.

En estos estudios, el injerto de un anillo de corteza del manzano "Malling 26" ocasionó una reducción en el movimiento hacia abajo de auxinas, reduciendo subsecuentemente la producción de citokininas en las raíces. Esta falta de citokininas disponibles para el movimiento hacia arriba redujo el crecimiento de la parte aérea, produciendo finalmente un árbol achaparrado.

Aparentemente, los diversos tipos de patrones achaparrantes y vigorizadores contienen ya sea cantidades diferentes de materiales estimuladores e inhibidores del crecimiento de ocurrencia natural o bien pueden afectar las cantidades de ellos que pasan a través de sus tejidos. De esta manera, no sólo controlan su propio crecimiento sino que afectan de manera similar el crecimiento de su compañero de injerto, lo cual parece, hasta la fecha, la mejor explicación presentada de los mecanismos que actúan en los patrones que controlan el tamaño de la planta.

BIBLIOGRAFIA

1. Altman, A., and R. Goren. 1971. Promotion of callus formation by abscisic acid in citrus bud cultures. *Plant Phys.* 47:844-46.
2. Amos, J., T. N. Hoblyn, R. J. Garner, and A. Witt. 1936. Studies in incompatibility of stock and scion. I. Information accumulated during twenty years of testing fruit tree rootstocks with various scion varieties at East Malling. *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1935*, pp. 81-99.
3. Argles, G. K. 1937. A review of the literature on stock-scion incompatibility in fruit trees, with particular reference to pome and stone fruits. *Imp. Bur. of Fruit Prod. Tech. Comm. No. 9*.
4. Avery, D. J. 1969. Comparisons of fruiting and deblossomed maiden apple trees and of non-fruiting trees on a dwarfing and an invigorating rootstock. *New Phytol.* 68:323-36.
5. ———. 1970. Effects of fruiting on the growth of apple trees on four rootstock varieties. *New Phytol.* 69:19-30.
6. Bailey, L. H. 1891. *The nursery book*. New York: Rural Publishing Company.
7. Batjer, L. P., and H. Schneider. 1960. Relation of pear decline to rootstocks and sieve tube necrosis. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 76:85-97.
8. Beakbane, A. B. 1953. Anatomical structure in relation to rootstock behavior. *Rpt. 13th Inter. Hort. Cong.* Vol. 1, pp. 152-58.
9. Beakbane, A. B., and W. S. Rogers. 1956. The relative importance of stem and root in determining rootstock influence in apples. *Jour. Hort. Sci.* 31:99-110.
10. Bitters, W. P. 1950. Citrus rootstocks for dwarfing. *Calif. Agr.* 4(2):5-14.
11. ———. 1961. Physical characters and chemical composition as affected by scions and rootstocks. Chapter 3 in *The orange: Its biochemistry and physiology*, W. B. Sinclair, ed. Berkeley: Univ. of Calif. Div. of Agr. Sci.
12. Bitters, W. P., and E. R. Parker. 1953. Quick decline of citrus as influenced by top-root relationships. *Calif. Agr. Exp. Sta. Bul.* 733.
13. Blair, D. S. 1938. Rootstock and scion relationship in apple trees. *Sci. Agr.* 19:85-94.
14. Bloch, R. 1952. Wound healing in higher plants. *Bot. Rev.* 18:655-79.
15. Blumenfield, A., and S. Gazit. 1969. Interaction of kinetin and abscisic acid in the growth of soybean callus. *Plant Phys.* 45:535-36.
16. Bradford, F. C., and B. G. Sitton. 1929. Defective graft unions in the apple and pear. *Mich. Agr. Exp. Sta. Tech. Bul.* 99.
17. Brase, K. D., and R. D. Way. 1959. Rootstocks and methods used for dwarfing fruit trees. *N.Y. State Agr. Exp. Sta. Bul.* 783.

18. Buchloh, G. 1960. The lignification in stock-scion junctions and its relation to compatibility. In *Phenolics in plants in health and disease*, J. B. Pridham, ed. Long Island City, N.Y.: Pergamon Press.
19. ———. 1962. Verwachsung und Verwachsungsstörungen als Ausdruck des Affinitätsgrades bei Propfungen von Birnenvarietäten auf *Cydonia oblonga*. *Beit Biol. Pfl.* 37:183-240.
20. Buck, G. J. 1953. The histological development of the bud graft union in roses. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 62:497-502.
21. Buck, G. J., and B. J. Heppel. 1970. A bud-graft incompatibility in *Rosa*. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 95(4):442-46.
22. Bukovac, M. J., S. H. Wittwer, and H. B. Tukey. 1958. Effect of stock-scion interrelationships on the transport of P³² and Ca⁴⁵ in the apple. *Jour. Hort. Sci.* 33:145-52.
23. Bunyard, E. A. 1920. The history of the Paradise stocks. *Jour. Pom.* 2:166-76.
24. Camus, G. 1949. Recherches sur le rôle des bourgeons dans les phénomènes de morphogénèse. *Revue Cytol. et Biol. Vég.* 11:1-199.
25. Caponetti, J. D., G. C. Hall, and R. E. Farmer, Jr. 1971. In vitro growth of black cherry callus: Effects of medium, environment, and clone. *Bot. Gaz.* 132(4):313-18.
26. Carlson, R. F. 1967. The incidence of scion-rooting of apple cultivars planted at different soil depths. *Hort. Res.* 7(2):113-15.
27. Carr, D. J., D. M. Reid, and K. G. M. Skene. 1964. The supply of gibberellins from the root to the shoot. *Planta* 63:382-92.
28. Cation, D., and R. F. Carlson. 1962. Determination of virus entities in an apple scion/rootstock test orchard. *Quart. Bul. Mich. Agr. Exp. Sta., Rpt. I*, 43(2):435-43, 1960. Rpt. II, 45(17):159-66.
29. Chandler, W. H. 1925. *Fruit growing*. Boston: Houghton Mifflin.
30. Colby, H. L. 1935. Stock-scion chemistry and the fruiting relationships in apple trees. *Plant Phys.* 10:483-98.
31. Collins, R. P., and S. Waxman. 1958. Dogwood graft failures. *Amer. Nurs.* 108(8):12.
32. Colquhoun, T. T. 1929. Polarity in *Casuarina paludosa*. *Trans. and Proc. Roy. Soc. South Australia* 53:353-58.
33. Cooper, W. C. 1952. Influence of rootstock on injury and recovery of young citrus trees exposed to the freezes of 1950-51 in the Rio Grande Valley. *Proc. 6th Ann. Rio Grande Valley Hort. Inst.*, pp. 16-24.
34. Cooper, W. C., and E. O. Olson. 1951. Influence of rootstock on chlorosis of young Red Blush grapefruit trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 57:125-32.
35. Copes, D. A. 1969. Graft union formation in Douglas-fir. *Amer. Jour. Bot.* 56(3): 285-89.
36. ———. 1970. Initiation and development of graft incompatibility symptoms in Douglas-fir. *Silvae Genet.* 19:101-7.
37. Crafts, A. S. 1934. Phloem anatomy in two species of *Nicotiana*, with notes on the interspecific graft union. *Bot. Gaz.* 95:592-608.
38. Crane, M. B. and E. Marks. 1952. Pear-apple hybrids. *Nature* 170:1017.
39. Dana, M. N., H. L. Lantz, and W. E. Loomis. 1962. Effects of interstock grafts on growth of Golden Delicious apple trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 81:1-11.
40. Davis, L. D., and W. P. Tufts. 1936. Black end of pears III. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 33:304-15.

41. Dawson, R. F. 1942. Accumulation of nicotine in reciprocal grafts of tomato and tobacco. *Amer. Jour. Bot.* 29:66-71.
42. Day, L. H. 1951. Cherry rootstocks in California. *Calif. Agr. Exp. Sta. Bul.* 725.
43. ———. 1953. Rootstocks for stone fruits. *Calif. Agr. Exp. Sta. Bul.* 736.
44. Dimalla, G. G., and J. A. Milbrath. 1965. The prevalence of latent viruses in Oregon apple trees. *Plant Dis. Rpt.* 49(1):15-17.
45. Doesburg, J. van. 1962. Use of fungicides with vegetative propagation. *Rpt. XVI Inter. Hort. Cong.*, pp. 365-72.
46. Doley, D., and L. Leyton. 1970. Effects of growth regulating substances and water potential on the development of wound callus in *Fraxinus*. *New Phytol.* 69:87-102.
47. Dorsman, C. 1966. Grafting of woody plants in the glasshouse. *Proc. XVII Inter. Hort. Cong.* 1:366.
48. Eames, A. J., and L. G. Cox. 1945. A remarkable tree-fall and an unusual type of graft union failure. *Amer. Jour. Bot.* 32:331-35.
49. Epstein, A. H. 1978. Root graft transmission in tree pathogens. *Ann. Rev. Phytopathol.* 16:181-92.
50. Evans, G. E., and H. P. Rasmussen. 1972. Anatomical changes in developing graft unions of *Juniperus*. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 97(2):228-32.
51. Evans, W. D., and R. J. Hilton. 1957. Methods of evaluating stock/scion compatibility in apple trees. *Can. Jour. Plant Sci.* 37:327-36.
52. Fujii, T., and N. Nito. 1972. Studies on the compatibility of grafting of fruit trees. I. Callus fusion between rootstock and scion. *Jour. Jap. Soc. Hort. Sci.* 41(1):1-10.
53. Gardner, F. E., and G. H. Horanic. 1963. Cold tolerance and vigor of young citrus trees on various rootstocks. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 76:105-10.
54. Gardner, V. R., F. C. Bradford, and H. D. Hooker, Jr. 1939. *Fundamentals of fruit production* (2nd ed.). New York: McGraw-Hill.
55. Garner, R. J., and D. H. Hammond. 1939. Studies in nursery technique. Shield budding. Treatment of inserted buds with petroleum jelly. *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1938*, pp. 115-17.
56. Gautheret, R. J. 1947. La culture des tissus végétaux. *Proc. 6th Inter. Cong. Exp. Cytol.* pp. 437-49.
57. Goodale, S. L. 1846. Influence of the scion upon the stock. *Hort.* 1:290.
58. Graham, B. F., Jr., and F. H. Bornmann. 1966. Natural root grafts. *Bot. Rev.* 32(3):255-92.
59. Grubb, N. H. 1939. The influence of intermediate stem pieces in double-worked apple and pear trees. *Scient. Hort.* 7:17-23.
60. Guengerich, H. W., and D. F. Milliken. 1966. Bud transmission of dwarfing in sweet cherry. *Plant Dis. Rpt.* 50:367-68.
61. ———. 1965. Root grafting, a potential source of error in apple indexing. *Plant Dis. Rpt.* 49:39-41.
62. Gur, A. 1957. The compatibility of the pear with quince rootstock. *Spec. Bul. No. 10*, pp. 1-99, Agr. Res. Sta., Rehovot (Israel).
63. Gur, A., and R. M. Samish. 1965. The relation between growth curves, carbohydrate distribution, and compatibility of pear trees grafted on quince rootstocks. *Hort. Res.* 5:81-100.

64. Gur, A., and E. Lifshitz. 1968. The role of the cyanogenic glycoside of the quince in the incompatibility between pear cultivars and quince rootstocks. *Hort. Res.* 8:113-34.
65. Gur, A., and R. M. Samish. 1968. The role of auxins and auxin destruction in the vigor effect induced by various apple rootstocks. *Beitr. Biol. Pflanz.* 45:91-111.
66. Hansen, C. J. 1948. Influence of the rootstock on injury from excess boron in French (Agen) prune and President plum. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 51:239-44.
67. Hansen, C. J., and H. T. Hartmann. 1951. Influence of various treatments given to walnut grafts on the percentage of scions growing. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 57:193-97.
68. Harmon, F. N. 1949. Comparative value of thirteen rootstocks for ten vinifera grape varieties in the Napa Valley in California. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 54:157-62.
69. Hartmann, H. T. 1958. Rootstock effects in the olive. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 72:242-51.
70. Hatton, R. G. 1927. The influence of different rootstocks upon the vigor and productivity of the variety budded or grafted thereon. *Jour. Pom. and Hort. Sci.* 6:1-28.
71. ———. 1931. The influence of vegetatively raised rootstocks upon the apple, with special reference to the parts played by the stem and root portions in affecting the scion. *Jour. Pom. and Hort. Sci.* 9:265-77.
72. Hayward, H. E., and E. M. Long. 1942. Vegetative responses of the Elberta peach on Lovell and Shalil rootstocks to high chloride and sulfate solutions. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 41:149-55.
73. Hedrick, U. P. 1915. Stocks for fruits. *Rpt. N. Y. State Fruit Growers Assn.*, pp. 84-94.
74. Heppner, M. 1927. Pear black-end and its relation to different rootstocks. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 24:139.
75. Heppner, M., and R. D. McCallum. 1927. Grafting affinities with special reference to plums. *Calif. Agr. Exp. Sta. Bul.* 438.
76. Herrero, J. 1955. Incompatibilidad entre patrón e injerto. II, Efecto de un intermediario en la incompatibilidad entre melocotonero y mirobalán. *An. Aula Dei* 4:167-72.
77. ———. 1951. Studies of compatible and incompatible graft combinations with special reference to hardy fruit trees. *Jour. Hort. Sci.* 26:186-237.
78. Herrero, J., and M. V. Tabuenca. 1969. Incompatibilidad entre patrón e injerto. X. Comportamiento de la combinación melocotonero/mirobalán injertado en estado cotiledonor. *An. Estac. exp. Aula Dei* 10:937-45.
79. Hesse, H. 1710. *Teutscher Gartner*. Leipsig.
80. Hibino, H., and H. Schneider. 1970. Mycoplasma-like bodies in sieve tubes of pear trees affected with pear decline. *Phytopath.* 60:499-501.
81. Hibino, H., G. H. Kaloostian, and H. Schneider. 1971. Mycoplasma-like bodies in the pear psylla vector of pear decline. *Virology* 43:34-40.
82. Hodgson, R. W. 1943. Some instances of scion domination in citrus. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 43:131-38.
83. Hodgson, R. W., and S. H. Cameron. 1935. On bud union effect in citrus. *Calif. Citrog.* 20(12):370.
84. Homes, J. 1965. Histogenesis in plant grafts. In *Proc. Inter. Conf. Plant Tissue Cult.*, P. R. White and A. R. Groves, eds. Amer. Inst. Biol. Sci., pp. 553.
85. Honma, S. 1977. Grafting eggplants. *Scient. Hort.* 7:207-11.
86. Ibrahim, I. M., and M. N. Dana. 1971. Gibberellin-like activity in apple rootstocks. *HortScience* 6(6):541-42.

87. Jensen, D. D., W. H. Griggs, C. Q. Gonzales, and H. Schneider. 1964. Pear decline virus transmission by pear psylla. *Phytopath.* 54:1346-51.
88. Jones, O. P., and H. J. Lacey. 1968. Gibberellin-like substances in the transpiration stream of apple and pear trees. *Jour. Exp. Bot.* 19:526-31.
89. Juliano, J. B. 1941. Callus development in graft union. *Philippine Jour. Sci.* 75:245-51.
90. Keane, F. W. L., and J. May. 1963. Natural root grafting in cherry and spread of cherry twisted-leaf virus. *Can. Plant Dis. Sur.* 43(2):54-60.
91. Kester, D. E., C. J. Hansen, and C. Panetsos. 1965. Effect of scion and interstock variety on incompatibility of almond on Marianna 2624 rootstock. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 86:169-77.
92. Kunkel, L. O. 1938. Contact periods in graft transmission of peach viruses. *Phytopath.* 28:491-97.
93. Langford, G. T. 1681. *Plain and full instructions to raise all sorts of fruit trees that prosper in England.* London: J. M. at the Rose and Crown.
94. Langford, M. H., J. B. Carpenter, W. E. Manis, A. M. Gorenz, and E. P. Imle. 1954. *Hevea* diseases of the Western Hemisphere. *Plant Dis. Rpt. Suppl.* 225.
95. Langford, M. H., and C. H. T. Townsend, Jr. 1954. Control of South American leaf blight of *Hevea* rubber trees. *Plant Dis. Rpt. Suppl.* 225.
96. Lapins, K. 1959. Some symptoms of stock-scion incompatibility of apricot varieties on peach seedling rootstock. *Can. Jour. Plant Sci.* 39:194-203.
97. Lockard, R. G., and G. W. Schneider. 1981. Stock and scion growth relationships and the dwarfing mechanism in apple. *Hort. Rev.* 3:315-75.
98. Lowman, M. S., and J. W. Kelley. 1946. The presence of mydriatic alkaloids in tomato fruit from scions grown on *Datura stramonium* rootstock. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 48:249-59.
99. Luckwill, L. C. 1962. New developments in the study of graft incompatibility in fruit trees. *Adv. in Hort. Sci. and their Appl.*, Vol. 2. Long Island City, N.Y.: Pergamon Press.
100. Martin, G. C., and E. A. Stahly. 1967. Endogenous growth regulating factors in bark of EM IX and XVI apple trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 91:31-38.
101. McClintock, J. A. 1948. A study of uncongeniality between peaches as scions and the Marianna plum as a stock. *Jour. Agr. Res.* 77:253-60.
102. McKenzie, D. W. 1961. Rootstock-scion interaction in apples with special reference to root anatomy. *Jour. Hort. Sci.* 36:40-47.
103. McQuilkin, W. E. 1950. Effects of some growth regulators and dressings on the healing of tree wounds. *Jour. For.* 48(9):423-28.
104. Mendel, K. 1936. The anatomy and histology of the bud-union in citrus. *Palest. Jour. Bot. (R)*, 1(2):13-46.
105. Mircetich, S. M. J., J. Refsguard, and M. E. Matheron. 1980. Blackline of English walnut trees traced to graft-transmitted virus. *Calif. Agr.* 34(11-12):8-10.
106. Mergen, F. 1954. Anatomical study of slash pine graft unions. *Quart. Jour. Fla. Acad. Sci.* 17:237-45.
107. Milbraith, J. A., and S. M. Zeller. 1945. Latent viruses in stone fruits. *Science* 101:114-15.
108. Miller, L., and F. W. Woods. 1965. Root grafting in Loblolly pine. *Bot. Gaz.* 126:252-55.
109. Miller, P. W. 1965. The etiology of blackline in grafted Persian walnuts. *Plant Dis. Rpt.* 49:954.

110. ———. 1952. Technique for indexing strawberries for viruses by grafting to *Fragaria vesca*. *Plant Dis. Rpt.* 36.
111. Miller, S. R. 1965. Growth inhibition produced by leaf extracts from size controlling apple rootstocks. *Can. Jour. Plant Sci.* 45(6):519-24.
112. Millner, M. E. 1932. Natural grafting in *Hedera helix*. *New Phytol.* 31:2-25.
113. Montgomery, H. B. S. 1963. Fruit tree raising. *Bul. 135, Minist. Agr., Fish. and Foods*, London.
114. Moore, R. 1981. Graft compatibility/incompatibility in higher plants. *What's new in plant phys.* 12(4):13-16.
115. ———. 1982. Graft formation in *Kalanchoe blossfeldiana*. *Jour. Exp. Bot.* 33:533-40.
116. Moore, R., and D. B. Walker. 1981. Graft compatibility-incompatibility in plants. *BioScience* 31(5):389-91.
117. ———. 1981. Studies of vegetative compatibility-incompatibility in higher plants. I. A structural study of a compatible autograft in *Sedum telephoides* (Crassulaceae). II. A structural study of an incompatible heterograft between *Sedum telephoides* (Crassulaceae) and *Solanum penellii* (Solanaceae). *Amer. Jour. Bot.* 68(6):820-42.
118. ———. 1981. Studies of vegetative compatibility-incompatibility in higher plants. III. The involvement of acid phosphatase in the lethal cellular senescence associated with an incompatible heterograft. *Protoplasma* 109:317-34.
119. ———. 1982. Studies of vegetative compatibility-incompatibility in higher plants. IV. The development of tensile strength in a compatible and an incompatible graft. *Amer. Jour. Bot.* (in press).
120. Mosse, B. 1958. Further observations on growth and union structure of double-grafted pear on quince. *Jour. Hort. Sci.* 33:186-93.
121. ———. 1962. Graft-incompatibility in fruit trees. *Tech. Comm. No. 28, Comm. Bur. Hort. and Plant. Crops*, East Malling, England.
122. Mosse, B. and M. V. Labern. 1960. The structure and development of vascular nodules in apple bud unions. *Ann. Bot.* 24:500-507.
123. Murashige, T., and F. Skoog. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. *Phys. Plant.* 15:473-97.
124. Muzik, T. J. 1958. Role of parenchyma cells in graft union in *Vanilla* orchid. *Science* 127:82.
125. Muzik, T. J., and C. D. LaRue. 1954. Further studies on the grafting of monocotyledonous plants. *Amer. Jour. Bot.* 41:448-55.
126. Nelson, R., S. Goldweber, and F. J. Fuchs. 1955. Top-working for mangos. *Fla. Grower and Rancher*, p. 45, Jan.
127. Nichols, C. W., H. Schneider, H. J. O'Reilly, T. A. Shalla, and W. H. Griggs. 1960. Pear decline in California. *Bul. Calif. State Dept. Agr.* 49:186-92.
128. Nickell, L. G. 1946. Heteroplastic grafts. *Science* 108:389.
129. Nyland, G., and W. J. Moller. 1973. Control of pear decline with a tetracycline. *Plant Dis. Rpt.* 57:634-37.
130. Overbeek, J. van. 1966. Plant hormones and regulators. *Science* 152:721-31.
131. Parry, M. S., and W. S. Rogers. 1968. Dwarfing interstocks: Their effect on the field performance and anchorage of apple trees. *Jour. Hort. Sci.* 43:133-46.
132. Posnette, A. F. 1966. Virus diseases of fruit plants. *Proc. XVII Inter. Hort. Cong.* 3:89-93.

133. Posnette, A. F., and R. Cropley. 1962. Further studies on a selection of Williams Bon Chrétien pear compatible with Quince A rootstocks. *Jour. Hort. Sci.* 37:291-94.
134. Preston, A. P. 1958. Apple rootstock studies: Thirty-five years' results with Cox's Orange Pippin on clonal rootstocks. *Jour. Hort. Sci.* 33:194-201.
135. ———. 1958. Apple rootstock studies: Thirty-five years' results with Lane's Prince Albert on clonal rootstocks. *Jour. Hort. Sci.* 33:29-38.
136. Proebsting, E. L. 1928. Further observations on structural defects of the graft union. *Bot. Gaz.* 86:82-92.
137. ———. 1926. Structural weaknesses in interspecific grafts of *Pyrus*. *Bot. Gaz.* 82: 336-38.
138. Ramirez, D., and M. C. Tabuenca. 1964. The reciprocal effects of M. IX and M. XVI apples (English summary). *Ann. Estac. Exp. Aula Dei* 7:164-74.
139. Rao, A. N. 1966. Developmental anatomy of natural root grafts in *Ficus globosa*. *Austral. Jour. Bot.* 14:269-76.
140. Rao, Y. V., and W. E. Berry. 1940. The carbohydrate relations of a single scion grafted on Malling rootstocks IX and XIII. A contribution to the physiology of dwarfing. *Jour. Pom.* 18:193-225.
141. Roberts, A. N., and L. T. Blaney. 1967. Qualitative, quantitative, and positional aspects of interstock influence on growth and flowering of the apple. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 91:39-50.
142. Roberts, R. H. 1949. Theoretical aspects of graftage. *Bot. Rev.* 15:423-63.
143. Robitaille, R. H., and R. F. Carlson. 1970. Graft union behavior of certain species of *Malus* and *Prunus*. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 95(2):131-34.
144. Robitaille, H., and R. F. Carlson. 1971. Response of dwarfed apple trees to stem injections of gibberellic and abscisic acids. *HortScience* 6(6):539-40.
145. Samish, R. M. 1962. Physiological approaches to rootstock selection. *Adv. in Hort. Sci. and their Appl.*, Vol. 2. Long Island City, N.Y.: Pergamon Press.
146. Sass, J. E. 1932. Formation of callus knots on apple grafts as related to the histology of the graft union. *Bot. Gaz.* 94:364-80.
147. Sax, K. 1954. The control of tree growth by phloem blocks. *Jour. Arn. Arb.* 35:251-58.
148. ———. 1950. Dwarf trees. *Arnoldia* 10:73-79.
149. ———. 1950. The effect of the rootstock on the growth of seedling trees and shrubs. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 56:166-68.
150. ———. 1953. Interstock effects in dwarfing fruit trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 62:201-4.
151. Sax, K., and A. Q. Dickson. 1956. Phloem polarity in bark regeneration. *Jour. Arn. Arb.* 37:173-79.
152. Schroeder, C. A. 1947. Rootstock influence on fruit set in the Hachiya persimmon. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 50:149-50.
153. Serr, E. F., and H. I. Forde. 1959. Blackline, a delayed failure at the union of *Juglans regia* trees propagated on other *Juglans* species. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 74:220-31.
154. Shalla, T. A., and L. Chiarappa. 1961. Pear decline in Italy. *Bul. Calif. State Dept. Agr.* 50:213-17.
155. Sharples, A., and H. Gunnery. 1933. Callus formation in *Hibiscus rosasinensis* L. and *Hevea brasiliensis* Mull. Arg. *Ann. Bot.* 47:827-39.
156. Shaw, J. K. 1915. The root systems of nursery apple trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 12:68-72.

157. Shippy, W. B. 1930. Influence of environment on the callusing of apple cuttings and grafts. *Amer. Jour. Bot.* 17:290-327.
158. Sitton, B. G. 1931. Vegetative propagation of the black walnut. *Mich. Agr. Exp. Sta. Tech. Bul.* 119.
159. Smith, J. W. M., and P. Proctor. 1965. Use of disease resistant rootstocks for tomato crops. *Exp. Hort.* 12:6-20.
160. Solt, M. L., and R. V. Dawson. 1958. Production, translocation, and accumulation of alkaloids in tobacco scions grafted on tomato rootstocks. *Plant Phys.* 33:375-81.
161. Soule, J. 1971. Anatomy of the bud union in mango (*Mangifera indica* L.). *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 96(3):380-83.
162. Stoddard, F. L. and M. E. McCully. 1980. Effects of excision of stock and scion organs on the formation of the graft union in coleus: a histological study. *Bot. Gaz.* 141:401-2.
163. Stone, E. L., J. E. Stone, and R. C. McKittrick. 1973. Root grafting in pine trees. *Food and Life Sci. Quart.* 6(2):19-21.
164. Sussex, I. M., and Mary E. Clutter. 1959. Seasonal growth periodicity of tissue explants from woody perennial plants *in vitro*. *Science* 129:836-37.
165. Thiel, K. 1954. Untersuchungen zur Frage des Unverträglichkeit bei Birnenedelsorten auf Quitte A (*Cydonia E. M. A.*). *Gartenbauwiss* 1(19):127-59.
166. Thomas, L. A. 1954. Stock and scion investigations. X. Influence of an intermediate stem-piece upon the scion in apple trees. *Jour. Hort. Sci.* 29:150-52.
167. Thouin, A. 1821. *Monographie des greffes, ou description technique* (in Royal Hort. Soc. Library, London).
168. Tomaselli, R., and E. Refatti. 1960. The nonexistence of constant relationship between root anatomy and vigor in grafted apple and pear trees. *Atti Ist. bot., Univ. Pavia, Ser. 5,* 18:130-40.
169. Torrey, J. G., D. E. Fosket, and P. K. Hepler. 1971. Xylem formation: A paradigm of cytodifferentiation in higher plants. *Amer. Sci.* 59:338-52.
170. Toxopeus, H. J. 1936. Stock-scion incompatibility in citrus and its cause. *Jour. Pom. and Hort. Sci.* 14:360-64.
171. Tukey, H. B. 1943. The dwarfing effect of an intermediate stem-piece of Malling IX apple. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 42:357-64.
172. ———. 1941. Similarity in the nursery of several Malling apple stock and scion combinations which differ widely in the orchard. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 39:245-46.
173. Tukey, H. B., and K. D. Brase. 1933. Influence of the scion and of an intermediate stem-piece upon the character and development of roots of young apple trees. *N. Y. (Geneva) Agr. Exp. Sta. Tech. Bul.* 218.
174. Tydeman, H. M. 1937. Experiments on hastening the fruiting of seedling apples. *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1936*, pp. 92-99.
175. Tydeman, H. M., and F. H. Alston. 1965. The influence of dwarfing rootstocks in shortening the juvenile phase of apple seedlings. *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1964*, pp. 97-98.
176. Vaile, J. E. 1938. The influence of rootstocks on the yield and vigor of American grapes. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 35:471-74.
177. Vöchting, H. 1892. *Veber transplantation am pflanzenkörper.*
178. Vyvyan, M. C. 1938. The relative influence of rootstock and of an intermediate piece of stock stem in some double-grafted apple trees. *Jour. Pom. and Hort. Sci.* 16:251-73.

179. Wagner, D. F. 1969. Ultrastructure of the bud graft union in *Malus*. Ph.D. Diss., Iowa State Univ., Ames.
180. Wareing, P. F., C. E. A. Hanney, and J. Digby. 1964. The role of endogenous hormones in cambial activity and xylem differentiation. In *The formation of wood in forest trees*, M. H. Zimmerman, ed. New York: Academic Press.
181. Warne, L. G. G., and Joan Raby. 1939. The water conductivity of the graft union in apple trees, with special reference to Malling rootstock No. IX. *Jour. Pom. and Hort. Sci.* 16:389-99.
182. Waugh, F. A. 1904. The graft union. *Mass. Agr. Exp. Sta. Tech. Bul.* 2.
183. ———. 1943. The "tristeza" disease of sour orange rootstock. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.*, 43:160-68.
184. Wellensiek, S. J. 1949. The prevention of graft-incompatibility by own foliage on the stock. *Meded. Landbouwhooges. Wageningen* 49:255-72.
185. Westwood, M. N., and H. O. Bjornstad. 1972. Length of Old Home interstem makes little growth difference. *Ora. Orn. Nurs. Dig.* 16(1):3-4.
186. Wetmore, R. H., and J. P. Rier. 1963. Experimental induction of vascular tissues in callus of angiosperms. *Amer. Jour. Bot.* 50:418-30.
187. Williams, R. R., and A. I. Campbell. 1956. Rosetting and incompatibility of pears on Quince A. *Ann. Rpt. Long Ashton Res. Sta.* pp. 51-56.
188. Winter, H. F. 1963. Prevalence of latent viruses in Ohio apple trees. *Ohio Farm and Home Res.* 48:58-59, 63.
189. Yadava, U. L., and D. F. Dayton. 1972. The relation of endogenous abscisic acid to the dwarfing capability of East Malling apple rootstocks. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 97(6):701-5.
190. Yeager, A. F. 1944. Xylem formation from ring grafts. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 44:221-22.
191. Zebrak, A. R. 1937. Intergeneric and interfamilial grafting of herbaceous plants. *Timirjazev Seljskohoz Akad.* 2:115-33. *Herb. Abst.* 9:675. 1939.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- ARGLES, G. K. 1937. A review of the literature on stock-scion incompatibility in fruit trees with particular reference to pome and stone fruits. *Imp. Bur. Fruit Prod., Tech. Comm. No. 9.*
- BEAKBANE, A. B. 1956. Possible mechanisms of rootstock effect. *Ann. of App. Bio.* 44:517-21.
- BRASE, K. D., and R. D. WAY. 1959. Rootstocks and methods used for dwarfing fruit trees. *N. Y. Agr. Exp. Sta. Bul.* 783.
- CHANG, W. T. 1938. Studies in incompatibility between stock and scion with special reference to certain deciduous fruit trees. *Jour. Pom. and Hort. Sci.* 15:267-325.
- DANIEL, L. 1927, 1929. *Etudes sur la greffe*, Vols. 1 and 2. Rennes, Paris: Imprimerie Oberthur.
- ESAU, K. 1977. *Anatomy of seed plants* (2nd ed.). New York: John Wiley.
- GARDNER, V. R., F. C. BRADFORD, and H. D. HOOKER. 1939. Propagation. Section 6 in *Fundamentals of fruit production* (2nd ed.). New York: McGraw-Hill.

12

Técnicas de Injerto

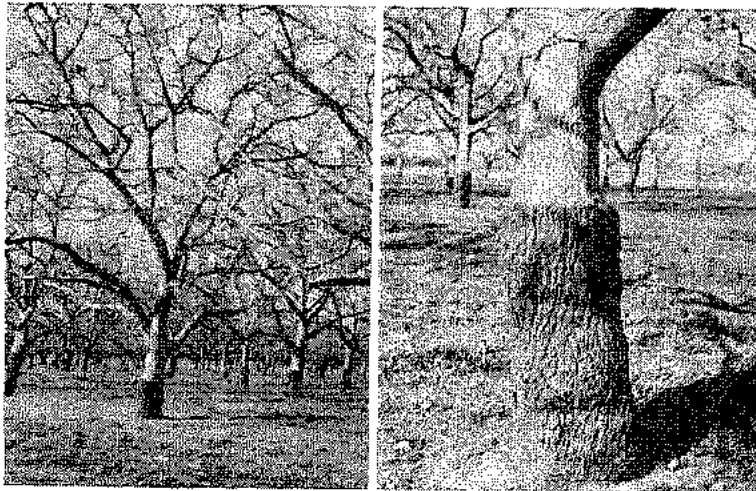


Fig. 12-1 Cultivares de nogal inglés (*Juglans regia*) injertadas en patrón de *J. hindsii*. Después de injerto, las características de estas dos especies permanecen marcadamente diferentes, distinguiéndose de manera exacta en la unión.

Para cualquier operación exitosa de injerto, que produzca una planta como las que se muestran en la Fig. 12-1, existen cinco condiciones importantes:

1. *El patrón y la púa deben ser compatibles*, con capacidad para unirse. Usualmente, pero no siempre, se pueden injertar entre sí plantas estrechamente emparentadas, como dos cultivares de manzano. Plantas con relación distante, como un roble y un manzano, no se pueden usar para hacer combinaciones de injerto que tenga éxito. (Ver Cap. 11 para discusión de este factor.)
2. *La región cambial de la púa se debe colocar en contacto íntimo con la del patrón.* Las superficies cortadas se deben mantener estrechamente juntas, envolviéndolas, clavándolas, acuñaéndolas o con algún método similar. Es necesario que en la unión de injerto se efectúe una cicatrización rápida, de

manera que la púa pueda ser provista de agua y nutrientes por el patrón para cuando empiecen a abrirse las yemas.

3. *La operación de injerto debe hacerse en una época en que tanto el patrón como la púa se encuentren en el estado fisiológico adecuado.* Por lo general, esto significa que las yemas de la púa estén en reposo, y al mismo tiempo, los tejidos de la unión de injerto estén en capacidad para producir el callo necesario para la cicatrización de injerto. Para plantas deciduas, la madera para injerto se recolecta en el invierno y se conserva inactiva almacenándola a bajas temperaturas. La planta patrón puede estar en reposo o en crecimiento activo, según el método de injerto que se emplee.

4. *Inmediatamente después de que se complete la operación de injerto, todas las superficies cortadas se deben proteger de la desecación.* Esto se logra cubriendo la unión de injerto con cinta o cera para injertos, o colocando los injertos en algún material húmedo o en una estructura para injertos cubierta.

5. *Durante cierto tiempo después de injertar, se deben dar al injerto los cuidados apropiados.* A menudo, los brotes que salen del patrón, abajo del injerto, ahogan el crecimiento deseado de la púa. O, en algunos casos, crecen del injerto ramas en forma tan vigorosa que se rompen, a menos que se coloque una estaca y se amarten o que se corten.

MÉTODOS DE INJERTO

Injerto de ensamble (inglés o de lengüeta)

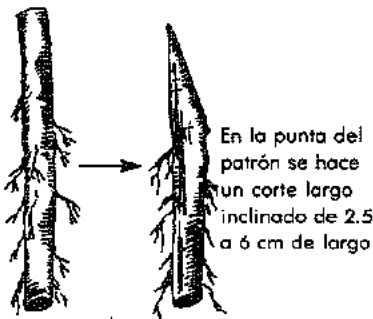
Este método, como se muestra en las Figs. 12-2 y 12-3 es bueno en especial para injertar material relativamente pequeño, de 0.5 a 1.5 cm de diámetro. Cuando se hacen en la forma debida tiene mucho éxito, porque hay un contacto considerable de las superficies cambiales. Cicatriza con rapidez y forma una unión fuerte. Es preferible que el patrón y la púa tengan el mismo diámetro. La púa debe tener dos o tres yemas, haciéndose el injerto en la zona internodal lisa que quede abajo de la yema inferior.

Los cortes que se hagan en la punta del patrón deben ser exactamente iguales a los que se hagan en la base de la púa. Primero, se hace un corte largo, neto e inclinado, de 2.5 a 6.0 cm de largo. Los cortes más largos se hacen cuando se trabaja con material más grueso. De preferencia ese corte debe hacerse con un solo tajo de la navaja, de modo que la superficie quede bien lisa. Para lograr esto, la navaja debe estar muy bien afilada. Los cortes ondulados y disparejos no forman uniones satisfactorias.

En cada una de esas superficies cortadas se hace un corte en sentido opuesto. Este corte se inicia hacia abajo más o menos en el tercio superior o de la punta de la superficie cortada y debe hacerse como de la mitad de la longitud del primer corte. Para tener un injerto que se ajuste bien, este segundo corte no debe partir el grano de la madera, sino que debe seguir al primer corte con tendencia a quedar paralelo a éste.

Luego se insertan patrón e injerto, con las lengüetas entrelazadas. Es de extrema importancia que las capas de cámbium coincidan cuando menos en un lado y de preferencia en ambos. La punta inferior de la púa no debe sobresalir o colgar del patrón, ya que existe la probabilidad de que se forme allí un nudo grande de callo. En algunas especies esos tallos se toman equivocadamente por agallas provocadas por bacterias. Por esa misma razón se debe evitar emplear púas más gruesas que el patrón. Si el injerto es más delgado que el patrón, se le debe colocar en un lado del mismo, de modo que se tenga la certeza de que las capas de cámbium coincidan en ese lado. Si el grosor de la púa es mucho menor que el del patrón, el primer corte en éste se hace sólo tomando una rebanada en un lado.

PREPARACION DEL PATRON



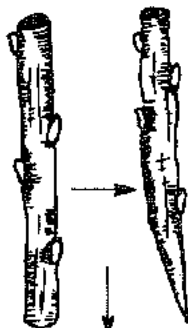
En la punta del patrón se hace un corte largo inclinado de 2.5 a 6 cm de largo

Se hace un segundo corte hacia abajo empezando de $\frac{2}{3}$ de la distancia de la punta a la base del primer corte



Separando los cortes se ven así

PREPARACION DE LA PUA



En la base de la púa se hace un corte largo e inclinado de la misma longitud que el corte hecho en el patrón



Bajo este primer corte se hace un segundo corte igual al que se hizo en el patrón

El patrón y el injerto se ensamblan con las lengüetas entrelazadas

Se amarra y se encera el injerto

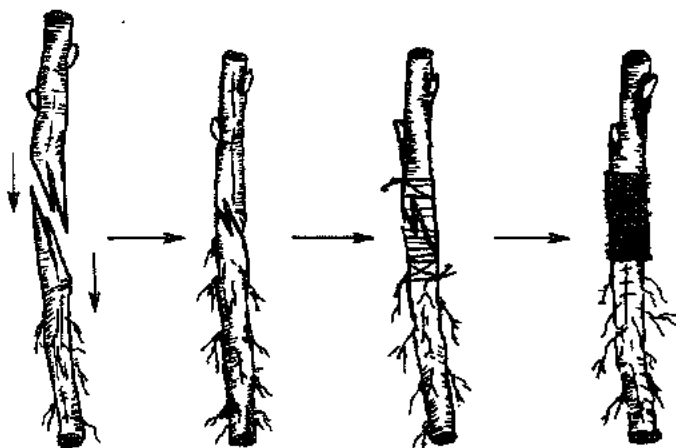
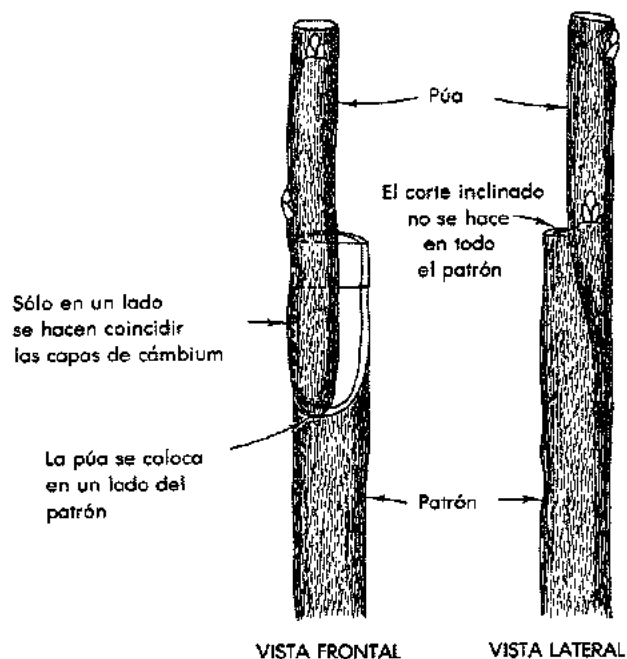


Fig. 12-2 Injerto de ensamble. Este método se emplea ampliamente para injertar materiales vegetales pequeños y es en especial valioso para hacer injertos de raíces, como se ilustra aquí.

Fig. 12-3 Método para efectuar un injerto de ensamble cuando la púa es considerablemente más pequeña que el patrón.



Una vez que se han acomodado el patrón y la púa, se les debe mantener bien unidos hasta que las partes hayan soldado. Hay varias formas de hacer esto.

1. Si las uniones están muy bien hechas, con un ajuste fuerte y apretado, es posible que no sea necesario envolverlas o atarlas, pero es mejor darles algún tipo de envoltura. Si no se envuelven, los injertos deben protegerse de la desecación enterrándolos en arena, musgo turboso o serrín húmedos hasta que la unión haya cicatrizado. O bien, se les puede plantar directamente en el vivero, colocando la unión abajo de la superficie del suelo. Si se usa este tipo de injerto para injertos de copa, las uniones expuestas se deben proteger de algún modo.

2. Cuando el ajuste es firme, puede no ser necesario atar; basta con cubrir la unión con cera para injerto caliente, la cual asegura las partes en cierta medida y da buena protección contra el secado. Este procedimiento no se recomienda a injertadores inexpertos.

3. Un método común es envolver la unión con bandas de caucho para injerto, o posiblemente con raffia o hilo para tejer de algodón del Núm. 18, encerado. Después de envolverla, la unión entera se puede cubrir con cera para injertos. El encerado puede omitirse si los injertos se protegen del secado enterrándolos en arena o musgo turboso húmedos o si se plantan de inmediato con la unión de injerto abajo de la superficie del suelo.

Los injertos envueltos con caucho y cubiertos con tierra deben revisarse después de cierto tiempo, ya que las bandas de caucho se descomponen con mucha lentitud debajo de la tierra y pueden constreñir la unión del injerto.

4. Una práctica que se usa mucho es envolver los injertos con algún tipo de cinta adhesiva. Se puede conseguir una cinta de tipo especial para viveristas. Con esa cinta se envuelve apretadamente la unión de injerto, con los bordes un poco empalmados. Esto mantiene muy bien unidas las partes e impide el secado, con lo cual se elimina la necesidad de encerar. Si sólo se usa una capa de cinta, se descompondrá con suficiente rapidez (si la unión está enterrada) sin que se forme constricción en la parte baja. Si se usa por encima del suelo, la cinta se debe cortar una vez que el injerto ha cicatriza-

do. El uso de material de envoltura de este tipo se recomienda en forma especial cuando se presentan dificultades por la formación excesiva de callo.

5. También se pueden conseguir cintas de plástico para envolver los injertos. Se usan en la misma forma que la cinta adhesiva, aunque no son adhesivas. La vuelta final de la cinta se fija metiéndola bajo la vuelta anterior. Esta cinta tiene algo de elasticidad. También se deteriora con mayor lentitud debajo del suelo.

Injerto de empalme

Este método es igual al de lengüeta, excepto que no se hace el segundo corte o "lengua" ni en el patrón ni en la púa. En ambos constituyentes del injerto se hace un solo corte de la misma longitud e inclinación. El injerto de empalme es simple y fácil de hacer. Es de mucha utilidad para injertar plantas que tienen un tallo con mucha médula o en las cuales la madera no es lo suficiente flexible para permitir un ensamble apretado cuando se hace una lengüeta como en el injerto inglés.

Injerto de costado

Hay numerosas variaciones del injerto de costado. Como su nombre lo sugiere, la púa se inserta en un costado del patrón, el cual, por lo general, tiene un diámetro mayor que la púa.

INJERTO EN MUÑÓN DE RAMA

Este método es útil para injertar ramas que son demasiado gruesas para el injerto inglés pero no lo suficiente para ser injertadas por otros métodos, tales como el de hendidura o de corteza. Para este tipo de injerto de costado, los mejores patrones son las ramas de alrededor de 2.5 cm de diámetro. En la rama patrón se hace un corte oblicuo con un formón o una navaja gruesa, dándole una inclinación de 20 a 30 °C. El corte debe tener alrededor de 2.5 cm de profundidad y hacerse con una inclinación y profundidad tales, que cuando la rama se jale hacia atrás el corte se abra un poco pero que se cierre al soltar la rama.

La púa debe contener 2 o 3 yemas y ser de unos 7.5 cm de largo y relativamente delgada. En su extremo basal se le hacen cortes por ambos lados, para formar una cuña. Esos cortes deben ser muy netos y lisos, hechos con un solo tajo de la navaja afilada. Es mejor insertar la púa en el patrón con una inclinación como la que se muestra en la Fig. 12-4 para poder lograr un contacto óptimo entre las capas del cámbium. El injertador inserta la púa en el corte, manteniendo jalada hacia atrás la parte superior del patrón y teniendo cuidado de lograr el mejor contacto para el cámbium. Después se suelta el patrón. La presión del patrón debe sujetar con fuerza la púa haciendo innecesario envolverla, pero si se desea, la púa puede asegurarse más aún clavando en el patrón y a través de la púa, dos clavos pequeños de cabeza plana (de alambre Núm. 20, de 15.6 mm de largo). También es útil envolver el patrón y la púa en el punto de injerto con cinta de viverista. Una vez que se ha completado el injerto, se puede cortar el patrón justo arriba de la unión. Esto se debe hacer con todo cuidado para no mover la púa. La unión entera del injerto se debe cubrir con cera para injertos, sellando todas las aberturas. El extremo de la púa también debe encerarse. (35)

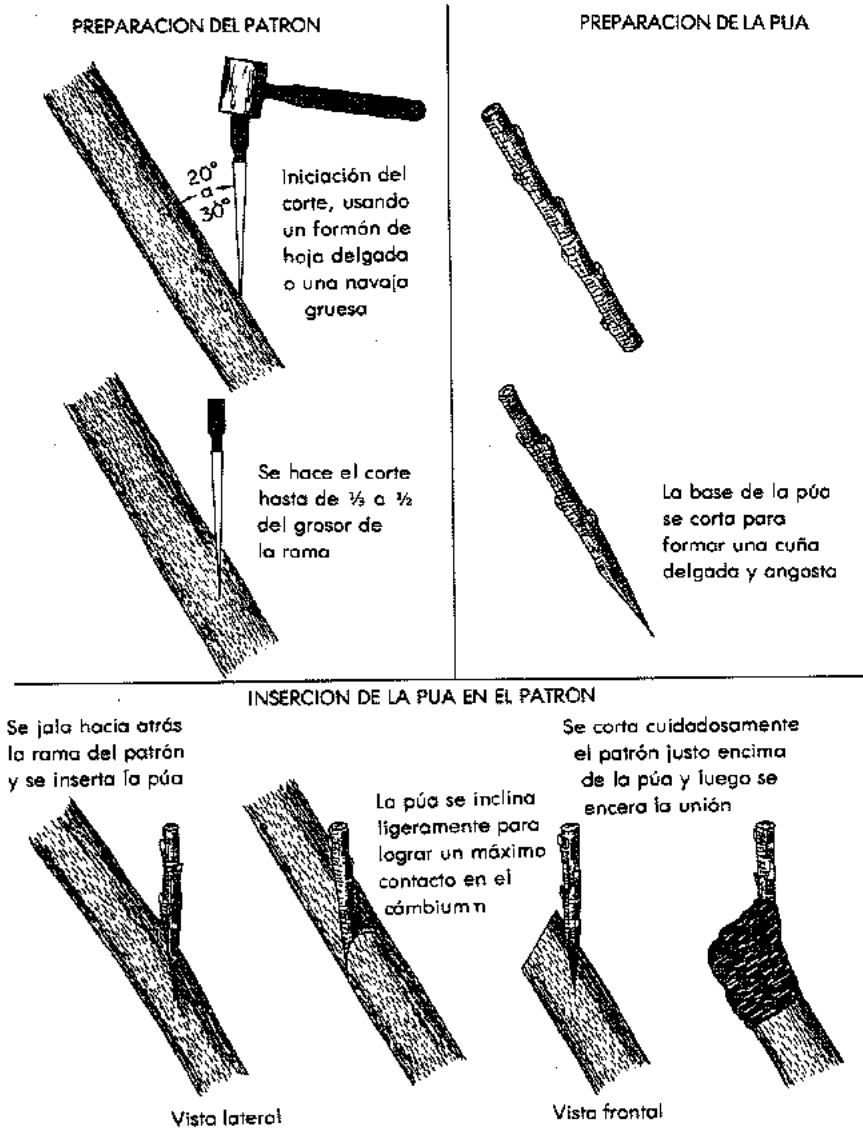


Fig. 12-4 Pasos en la preparación y ejecución de un injerto de costado o en muñón de rama. Aquí se muestra un formón delgado como ideal para hacer el corte, pero se puede usar satisfactoriamente un cuchillo grueso de carnicero.

INJERTO DE ENSAMBLE DE COSTADO

Este tipo de injerto de costado, que se muestra en la Fig. 12-5, es útil para plantas pequeñas, en especial en algunas especies siempreverdes de hoja ancha y de hoja angosta. Justo arriba de la corona, la planta patrón debe tener una porción lisa de tallo. El diámetro de la púa debe ser un poco menor que el del patrón. Los cortes en la base de la púa se hacen en la misma forma que el injerto de ensamble.

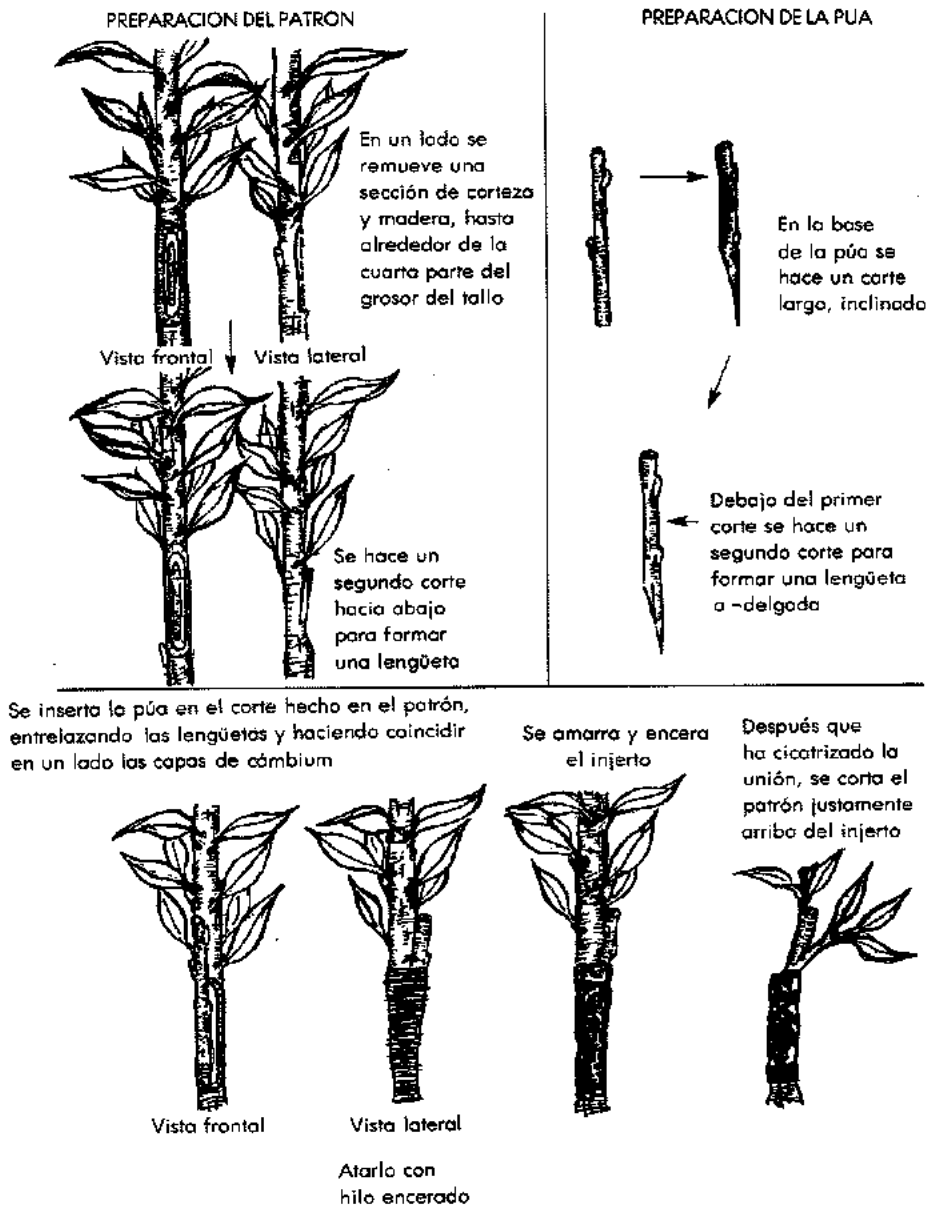


Fig. 12-5 Injerito de ensamble de costado. Este método es muy útil para injertar plantas siempre verdes de hoja ancha.

En una porción lisa de tallo del patrón se remueve por completo una sección delgada de corteza y madera del mismo largo que la superficie cortada de la púa. Luego se hace en el patrón un corte en sentido inverso al primero, iniciándolo en el tercio superior de la extensión del corte. Este segundo corte debe tener la misma longitud que el corte invertido de la púa. Después, la púa se inserta en el corte del patrón, entrelazando las dos lengüetas y teniendo cuidado en que

coincidan las capas de cámbium. El injerto se envuelve firmemente, usando alguno de los métodos descritos para el injerto de ensamble.

La punta o copa del patrón se deja intacta por varias semanas, hasta que haya cicatrizado la unión del injerto. Luego se puede cortar arriba del injerto ya sea en forma gradual o de una vez. Esto fuerza a las yemas del patrón a que entren en crecimiento activo.

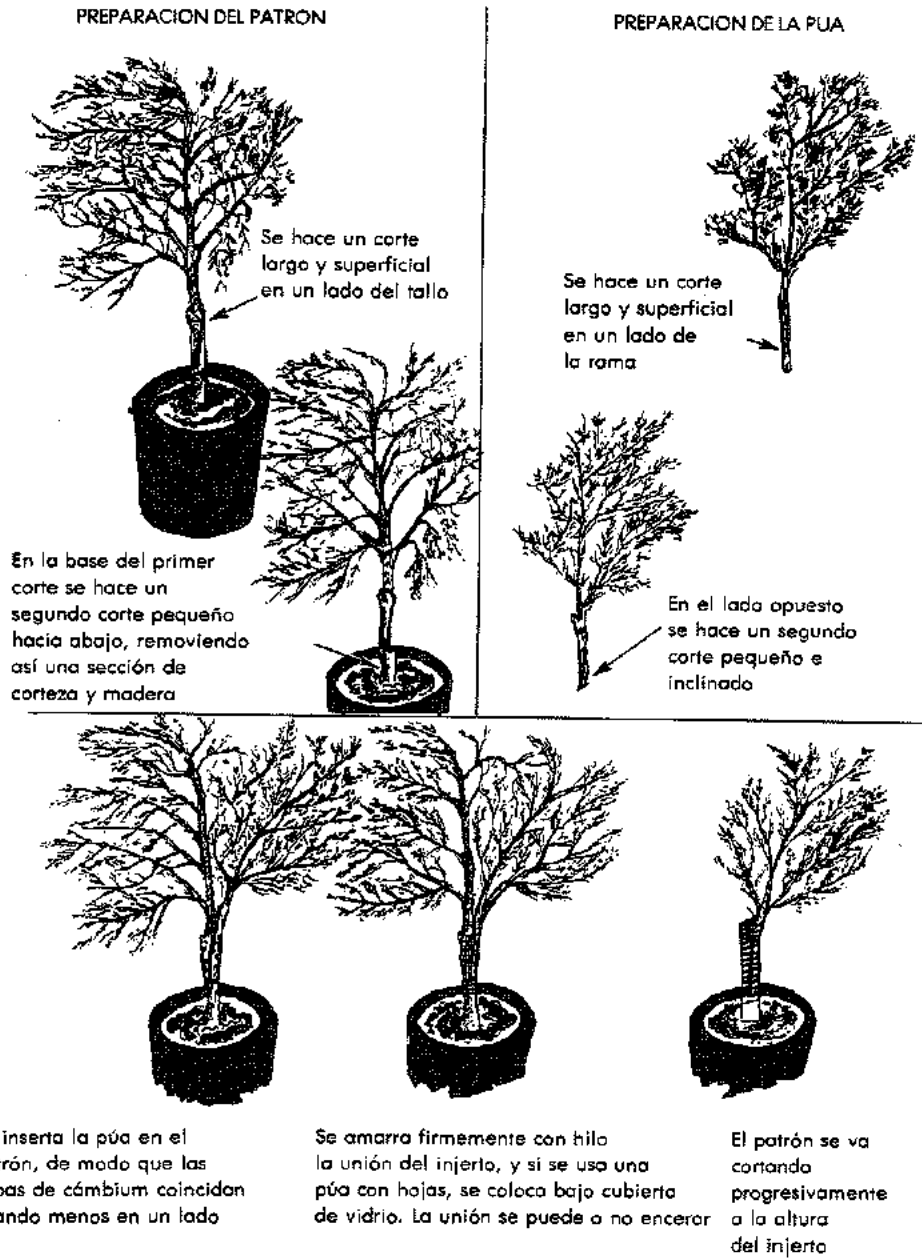


Fig. 12-6 Pasos para hacer un injerto enchapado de costado. Este método se usa ampliamente en la propagación de especies siempreverdes de hoja angosta que son difíciles de propagar por estaca.

INJERTO ENCHAPADO DE COSTADO (O DE EMPALME DE COSTADO)

Esta variación del injerto de costado, que se muestra en la Fig. 12-6 se usa mucho, en especial para injertar plantas pequeñas en maceta, como plantas siempreverdes procedentes de semilla. En una zona lisa, justo arriba de la corona de la planta, se hace un corte poco profundo, hacia abajo y hacia adentro, de unos 2.5 a 4 cm de largo. En la base de este corte se hace otro pequeño, también hacia abajo y hacia adentro que se interseca con el primero de modo que se remueva una porción de corteza y de madera. La púa se prepara haciendo, en un lado de la base un corte muy largo; y en el lado opuesto un corte pequeño. Esos cortes de la púa deben tener la misma longitud y anchura que los practicados en el patrón, de modo que se puedan hacer que coincidan las capas de cámbium lo mejor posible.

Después de insertar la púa, el injerto se envuelve firmemente con hilo encerado o parafinado, con bandas de caucho para injerto o con cinta adhesiva para viveristas. Se puede o no encerar el injerto, según la especie. Una práctica común en el injerto de costado en plantas pequeñas de especies leñosas ornamentales cultivadas en maceta, es enterrar las plantas injertadas en un medio húmedo, como musgo turboso, cubriendo justo hasta la unión de injerto. Las plantas recién injertadas se pueden colocar en una cámara de propagación con niebla o en cajas para injertos. Estas últimas son cajas cerradas, con una tapa transparente que permite la retención de elevada humedad alrededor de la planta hasta que haya cicatrizado la unión. Las cajas de injerto se mantienen cerradas alrededor de una semana después de colocar en ellas los injertos y luego se van abriendo de modo gradual en un periodo de varias semanas y al fin se quita por completo la tapa.

Una vez que la unión ha cicatrizado, se puede cortar el patrón arriba del injerto, bien sea de una vez o en forma gradual.

Injerto de hendedura

Este es uno de los injertos más antiguos y de uso más amplio, adaptándose de modo especial para injertar de copa los árboles, ya sea en el tronco de un árbol pequeño o en las ramas principales de un árbol más grande (Figs. 12-7 y 12-8). El injerto de hendedura se usa también en plantas más pequeñas, como para injertar de corona vides o camelias. En el injerto de copas, este método debe limitarse a ramas del patrón que tengan de 2.5 a 10 cm/diámetro y a especies con madera de grano recto que se parta con uniformidad. Aunque el injerto de hendedura puede hacerse en cualquier época de la estación de reposo, las probabilidades de una unión exitosa son mayores si el trabajo se hace al principio de la primavera, justo cuando las yemas del patrón comienzan a hincharse pero antes que se inicie el crecimiento activo. Si el injerto de hendedura se practica después que el árbol esté en crecimiento activo, es probable que la corteza del patrón se separe de la madera, ocasionando dificultades para lograr una buena unión. Cuando esto ocurre, la corteza que se desprenda se debe clavar firmemente en su lugar. Las púas deben tomarse de madera latente de 1 año de edad. A menos que el injerto se haga al principio de la estación (cuando las púas en reposo se pueden recolectar y usar de inmediato), la madera para púas se debe recoger con anticipación y guardarse bajo refrigeración hasta el tiempo de usarla.

Al cortar las ramas de las copas de los árboles para injertarlas por éste o por algún otro método, los cortes deben hacerse en ángulo recto respecto al eje principal de la rama.

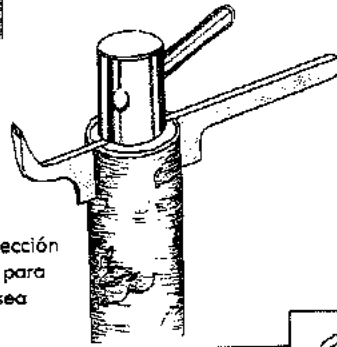
Al hacer un injerto de hendedura, un cuchillo grueso, tal como un cuchillo de carnicero, o cualquiera de las herramientas especiales para este tipo de injerto, se utiliza para hacer una

PREPARACION DEL PATRON

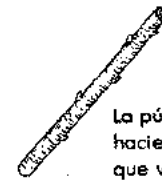


El tocón se parte hasta una profundidad de varios centímetros

Se debe usar una sección lisa de grano recto para que la hendidura sea uniforme



PREPARACION DE LA PUA

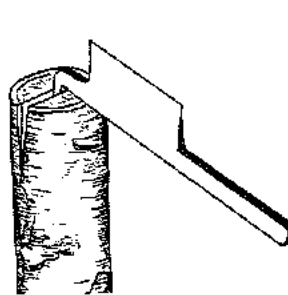


La púa se prepara haciendo una cuña que va adelgazándose gradualmente

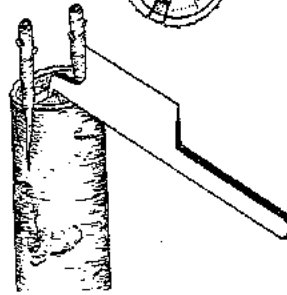


La cara exterior de la cuña debe ser ligeramente más gruesa que la interior

INSERCIÓN DE LAS PUAS EN EL PATRON



La hendidura del patrón se mantiene abierta con una cuña para insertar las púas



Se insertan dos púas en la hendidura, una en cada extremo de la misma. Las púas se deben colocar con todo cuidado para que coincidan las capas de cómbium



Una vez que se han colocado apropiadamente las púas, se saca la cuña. Luego se cubre completamente la unión con cera de injertar, incluyendo las puntas de las púas

Fig. 12-7 Pasos para hacer un injerto de hendidura. Este método se emplea ampliamente y da buenos resultados si las púas se insertan de tal modo que las capas de cómbium del patrón y la púa coincidan adecuadamente.

hendidura vertical de unos 5 a 8 cm de profundidad que pase por el centro del tocón a injertar. Esto se hace golpeando el cuchillo con un martillo o mazo. Es muy importante que la rama cortada se mantenga en posición tal, que el tocón remanente sea liso, de grano recto y libre de nudos cuando menos en unos 15 cm. De otro modo, cuando se hace el corte puede no resultar

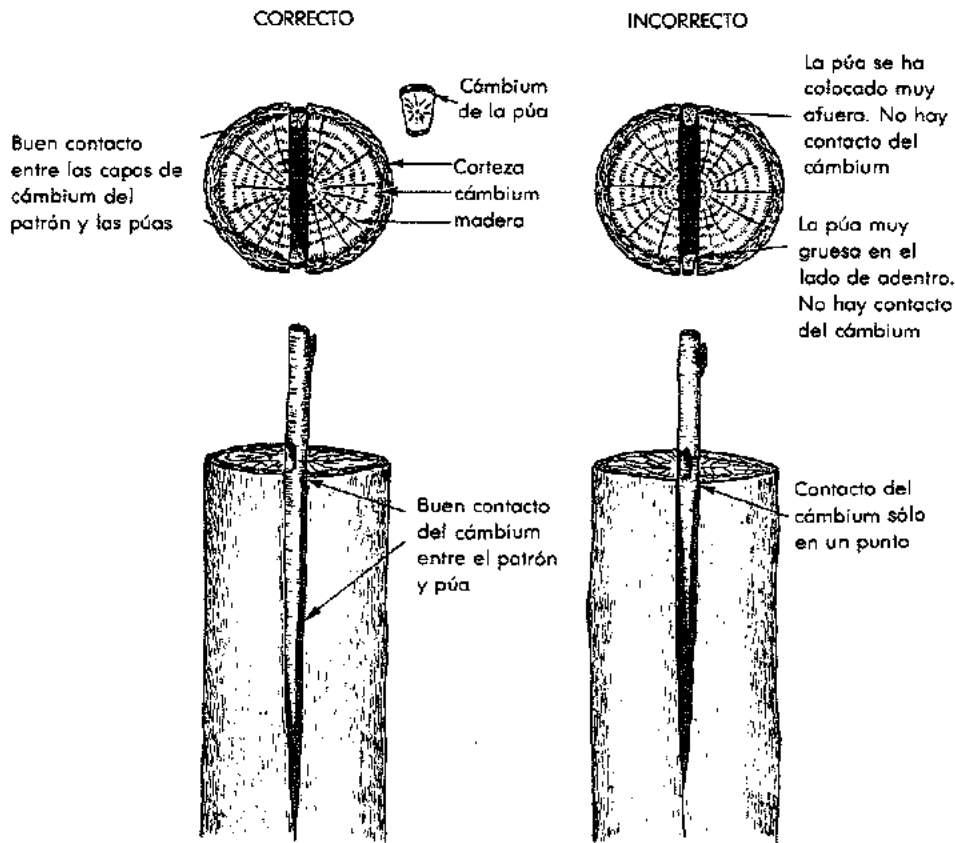


Fig. 12-8 Al hacer un injerto de hendidura, es muy importante colocar debidamente las púas. La forma correcta de hacerlo se muestra a la izquierda. Las púas insertadas como se muestra a la derecha, es probable que no se desarrollen.

derecho o bien la madera puede partirse hacia un lado y la corteza hacia otro. La hendidura debe hacerse en dirección tangencial, en vez de radial, respecto al centro del árbol. Esto permite después una mejor colocación de las púas para su crecimiento subsecuente. A veces la hendidura se hace con una sierra en vez de hacerlo con cuchillo. Después de haber hecho una buena hendidura recta, se inserta en su parte superior un desatornillador, un cincel o la parte acufiada de la herramienta de corte, a fin de mantenerla abierta.

Se insertan dos púas, una a cada lado del patrón, en la zona del cámbium. Las púas deben ser de 8 a 10 cm de largo y 10 a 13 mm de grueso y tener 2 o 3 yemas. El extremo basal de cada púa debe cortarse en forma de cuña larga, con declive suave, de alrededor de 5 cm de largo. No es necesario que la cuña termine en punta. El lado de la cuña que va a quedar en la parte exterior del patrón debe dejarse ligeramente más ancha que la parte que va hacia el interior. Así, cuando se inserta la púa y se retira la herramienta, la presión completa del patrón hendido se ejerce sobre las púas en la parte donde el cámbium del patrón toca la capa del cámbium en el lado exterior de la púa. Como la corteza del patrón casi siempre es más gruesa que la del injerto, de ordinario se necesita que la cara exterior de la púa quede un poco más adentro respecto a la corteza del patrón, a fin de hacer coincidir las capas de cámbium.

En todos los tipos de injerto, las púas deben colocarse en la posición correcta; esto es, siempre las puntas de las yemas de la púa deben quedar hacia afuera del patrón. Si no se hace así, el injerto no llegará a crecer.

Los cortes largos e inclinados que se hagan en la base de las púas deben ser lisos y ejecutados de un solo tajo con una navaja muy bien afilada. Ambos lados de la cuña de la púa deben quedar firmemente apretados contra el patrón en toda su longitud. Un error común al preparar púas para este tipo de injerto, es hacer los cortes laterales demasiado cortos y demasiado inclinados, de modo que queda sólo un punto de contacto arriba. En ocasiones, si se alisan ligeramente los lados de la hendidura del patrón se puede lograr un contacto mejor.

Una vez que las púas han sido preparadas e insertadas en forma adecuada, se retira con todo cuidado la herramienta que mantenía abierta la hendidura, tomando las precauciones necesarias para no mover las púas. Estas deben quedar tan apretadas por la presión del patrón que no se puedan sacar con la mano. No es necesario amarrarlas o clavarlas, a menos que se hayan usado como patrones ramas muy delgadas, en cuyo caso se puede envolver apretadamente la parte superior del patrón con hilo o tela encerados para mantener mejor las púas en su sitio.

Es esencial encerar prolijamente el injerto terminado. La superficie superior del tocón debe cubrirse por completo, permitiendo que la cera penetre en la hendidura del patrón. Los lados del tocón injertado deben encerarse hasta donde haya llegado la hendidura. Las puntas de las púas deben encerarse, pero no es necesario hacerlo en la corteza o las yemas de las mismas. Dos o tres días después se debe revisar el injerto y volver a encerar las aberturas que aparezcan. La falta de un encerado completo y prolijo en este tipo de injerto conduce con seguridad al fracaso.

Injerto de cuña

El injerto de cuña, que se ilustra en la Fig. 12-9, es similar al injerto de incrustación, pero más simple y fácil de ejecutar. Al igual que los injertos de hendidura y de incrustación se puede hacer a finales del invierno (en climas benignos) o al inicio de la primavera antes que la corteza resbale (se separe con facilidad de la madera).

El diámetro del patrón que se vaya a injertar es igual que para los injertos de hendidura y de incrustación, de 5 a 10 cm y las púas son del mismo tamaño, de 10 a 15 cm de largo y de 10 a 15 mm de grueso.

Para hacer en un lado del tocón una muesca en V de 5 cm de largo se utiliza una navaja afilada, gruesa, de hoja corta. Se practican dos cortes inclinados que se junten en el fondo y ran separados en la parte superior como la anchura de la púa. Estos cortes se profundizan unos 2 cm en el costado del patrón. Después de efectuar los cortes, se encaja un destornillador para desalojar la cuña del tocón, dejando una muesca en V para insertar la púa. La base de la púa se corta en forma de una cuña que tenga exactamente el mismo tamaño y forma de la muesca. Luego, haciendo coincidir las dos capas de cámbium, se empuja la púa hacia abajo para que quede en su sitio y ligeramente inclinada hacia afuera en la parte superior, de manera que se crucen las dos capas de cámbium. Si la púa es lo suficiente larga y se acuña en forma no muy pronunciada, debe quedar tan bien ajustada en su sitio que resulte difícil moverla.

En un tocón de 5 cm de diámetro se deben insertar dos púas, diametralmente opuestas (a 180 °C); en un tocón de 10 cm se deben usar 3 púas colocadas a 120 °C entre sí. Después de

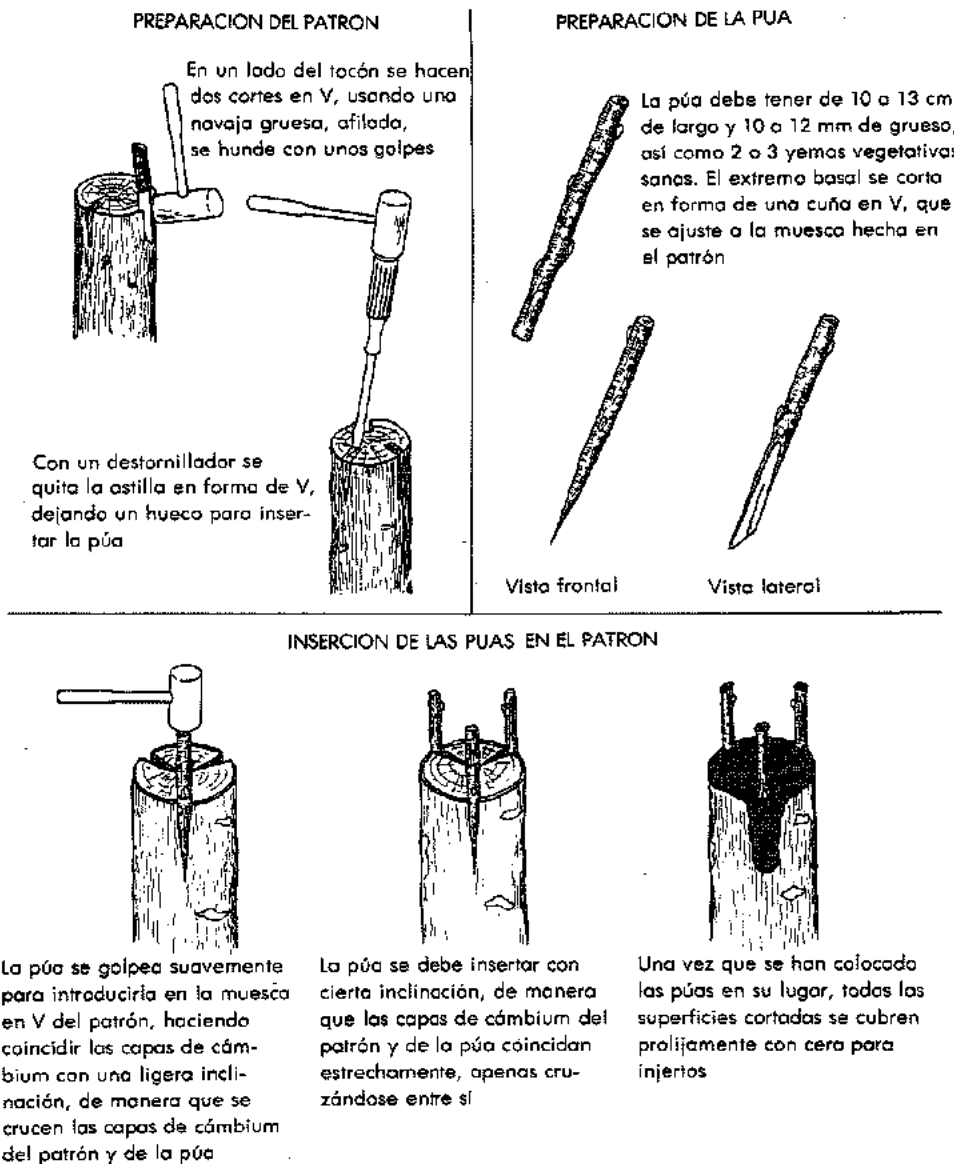


Fig. 12-9 Injerto de cuña.

haber ajustado con firmeza las púas en su sitio, se deben encerar prolijamente todas las superficies cortadas, incluso las puntas de las púas.

Injerto de corteza

Este método es rápido, sencillo y lo pueden ejecutar con facilidad aficionados. Si se hace en forma adecuada "prende" en porcentajes altos. No requiere equipo especial y puede hacerse

en ramas que tengan desde 2.5 hasta 30 cm/diá o más. Los tamaños muy grandes no se recomiendan, ya que es difícil la cicatrización sobre tocones tan gruesos antes que los invadan organismos que producen pudrición. El injerto de corteza, como depende de que ésta se desprenda con facilidad de la madera, se puede ejecutar sólo después que se ha iniciado en la primavera el crecimiento activo del patrón. Dado que se deben usar púas latentes, en especies deciduas es necesario recolectar la madera para las púas durante la estación de reposo y mantenerla bajo refrigeración hasta que se haga el injerto. En especies siempreverdes se puede usar madera recién recolectada. Las púas no se fijan al patrón tan firmemente como en otros métodos y están más expuestas a que se rompan por efectos del viento durante el primer año, aunque hayan cicatrizado en forma satisfactoria. En consecuencia, es probable que en el primer año se haga necesario poner un tutor a las ramas nuevas que salen de la púa, o podarlas a la mitad de su tamaño, sobre todo en regiones ventosas. Después de unos pocos años de desarrollo, la unión del injerto de corteza es tan fuerte como las uniones formadas por otros métodos.

A continuación se describen dos métodos para efectuar el injerto de corteza:

INJERTO DE CORTEZA (MÉTODO NÚM. 1)

En cada tocón se insertan varias púas. Para cada una de éstas se hace con navaja en la punta del tocón un corte vertical de unos 5 cm de largo, que pase la corteza llegando a la madera. Luego la corteza se levanta ligeramente en ambos lados del corte, para preparar la inserción de la púa. La púa debe ser de madera latente, de 10 a 13 cm de largo, con 2 o 3 yemas y de 6 a 13 mm de grueso. En un lado de su base se hace un corte de unos 5 cm de largo. En las púas más gruesas, este corte se hace hasta de 1/3 de su grosor, dejando un "hombro" en la parte superior. El objeto de ese hombro es reducir el grosor de la púa para reducir la separación de la corteza y la madera cuando se inserte en el patrón. Sin embargo, la púa no debe dejarse muy delgada, pues quedaría mecánicamente débil y se rompería en el punto de fijación al patrón. Si se usan púas pequeñas no es necesario dejar hombro. En el lado opuesto al primer corte hecho en la púa se hace un segundo corte de menor longitud, como se muestra en la Fig. 12-10, dando con ello una forma acufiada a su extremo basal. Luego la púa se inserta entre la corteza y la madera del patrón, centrándola directamente bajo el corte vertical de la corteza. El corte mayor de la púa se coloca contra la madera y su hombro se hace descansar sobre el tocón. Con ello la púa estará lista para ser fijada en su lugar. La púa se fija a la madera usando dos clavos para cada una. Para ello resultan satisfactorios clavos de cabeza plana de 15 a 25 mm de largo, de alambre del calibre Núm. 19 o 20, dependiendo del tamaño de las púas. Igualmente debe clavarse bien la corteza de ambos lados de la púa, de otro modo tiende a pelarse de la madera.

Otro método que se usa mucho en los árboles de madera suave, como el aguacate, consiste en insertar todas las púas en el tocón y luego mantenerlas en su lugar envolviendo el tocón con hilo, cinta adhesiva o tela encerada. Esto es más eficaz que los clavos para impedir que las púas sean desprendidas por el viento, pero es probable que no dé un ajuste tan estrecho. Para obtener un máximo de fuerza es aconsejable clavar y envolver el injerto. Si se usa material de envoltura, puede ser necesario cortarlo después para impedir la constricción.

Una vez que el tocón se ha injertado y que las púas han quedado fijas con clavos o se han envuelto, se debe aplicar cera de injerto a todas las superficies cortadas, incluso los extremos de las púas, cuidando que queden bien cubiertas.

PREPARACION DEL PATRON



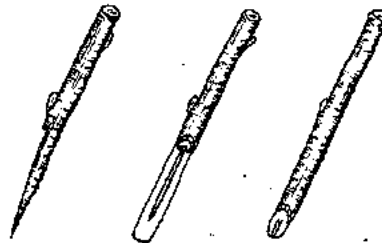
Se hace en la corteza hasta la madera un corte vertical de 2.5 a 5 cm de largo

En ambos lados del corte se separa ligeramente la corteza de la madera



PREPARACION DE LA PUA

La púa se prepara como se muestra abajo: en un lado se hace un corte largo con un hombro y un corte más pequeño en el lado opuesto



Vista lateral Vista posterior Vista frontal

(Este lado se coloca junto a la madera del patrón)

INSERCIÓN DE LAS PUAS EN EL PATRON



Las púas se empujan hacia abajo entre la madera y la corteza, justamente debajo de cada corte. Luego se clavan en su lugar, lo mismo que la corteza a cada lado de la púa



Se encera completamente el tocón injertado y las puntas de las púas

Fig. 12-10 Pasos para ejecutar un injerto de corteza (Método Núm. 1). En algunas plantas de corteza gruesa se hace innecesario cortar la corteza, insertándose la púa entre la madera y la corteza.

INJERTO DE CORTEZA (MÉTODO NÚM 2)

En este método, como se muestra en la Fig. 12-11, en la corteza del patrón se hacen *dos* cortes de unos 5 cm que lleguen hasta la madera, en vez de uno solo como en los dos métodos anteriores. La separación entre esos dos cortes debe ser exactamente del ancho de la púa. La porción de corteza que queda entre los dos cortes se levanta y se eliminan sus 2/3 terminales. La púa se prepara con un corte neto e inclinado, en un solo lado de su extremo basal. Este corte debe tener unos 5 cm de largo pero *no debe llevar* hombro, en contraste con los otros dos métodos. En la base de la púa se hace un corte de unos 13 mm opuesto al primero, de modo que forme una

PREPARACION DEL PATRON



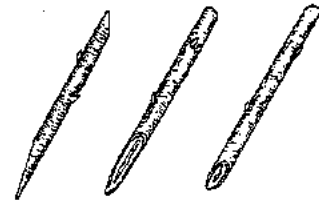
En la corteza, hasta la madera, se hacen 2 cortes verticales paralelos de 2.5 a 5 cm de largo. La distancia entre las cortes deberá ser igual al ancho de la púa

Entre los dos cortes verticales se hace una horizontal, removiendo la mayor parte de la corteza. Se deja una lengüeta en la base



PREPARACION DE LA PUA

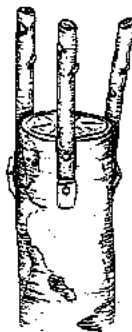
Las púas se preparan con un corte largo inclinado en un lado y un corte más pequeño en el lado opuesto



Vista lateral Vista posterior Vista frontal

(Este lado se coloca junto a la madera del patrón)

INSERCIÓN DE LA PUA EN EL PATRON



Las púas se insertan en la muesca que queda al remover la corteza. El extremo de la púa se mete bajo la lengüeta de corteza levantada. Se sujeta la púa con dos clavos, pasando uno a través de la lengüeta de corteza



Se enceran completamente el tacón injertado y las puntas de las púas

Fig. 12-11 Injerto de corteza, Método Núm. 2.

cuña. La púa debe ajustarse apretadamente en la ranura de la corteza, acomodándose con el corte mayor hacia adentro y haciendo que el borde de la cuña quede debajo de la porción suelta de corteza remanente. Se puede esperar una cicatrización rápida debido a que ambos lados de la púa están tocando células de corteza y de cámbium no tocadas, lo cual no sucede en los otros dos tipos de injerto de corteza.

La púa se debe fijar en su lugar con dos clavos, haciendo que el inferior pase a través de la aleta de corteza que cubre el corte menor de la parte posterior de la púa. Si a los dos lados de la púa la corteza se lastima por accidente, se debe clavar en su sitio.

El método Núm. 2 es muy adecuado para usarlo en árboles de corteza gruesa, como los nogales, en los cuales no es factible insertar la púa debajo de la corteza.



Fig. 12-12 Injerto de aproximación empleado para lograr una cultivar conveniente sobre una planta de camelia procedente de semilla. Arriba: la plántula en maceta se coloca cerca de una planta de la cultivar deseada. Se hace la unión de injerto y se envuelve estrechamente con cinta adhesiva. Abajo: después de que ha cicatrizado la unión de injerto, lo cual puede tomar varias semanas, se corta la planta patrón arriba de la unión de injerto y la púa se separa de la planta madre justo abajo de dicha unión. El injerto de aproximación se hace a veces necesario para plantas que son muy difíciles de injertar por otros métodos.

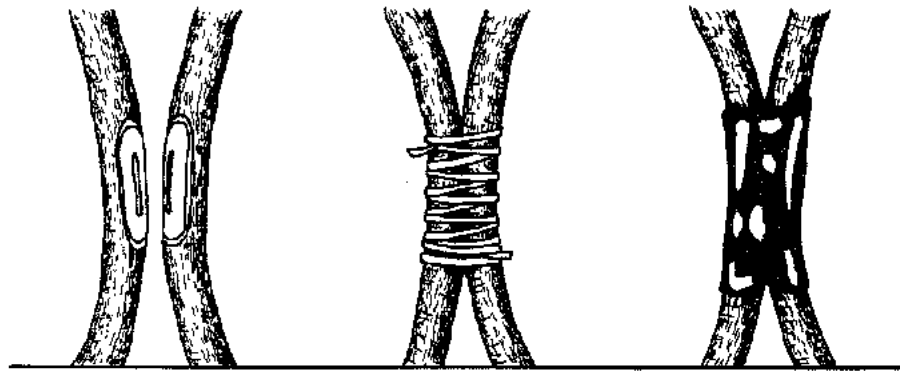
Injerto de aproximación

Las características que distingue al injerto de aproximación es que se injertan entre sí dos plantas independientes y con su sustentación propia. Una vez que la unión se ha efectuado, la punta de la planta patrón se corta arriba del injerto y la base de la planta que sirve de púa se remueve abajo del injerto. A veces es necesario hacer esta separación en forma gradual y no de una sola vez. El injerto de aproximación proporciona un medio de establecer con éxito una unión en plantas en que es difícil lograrlo por otros medios. Por lo general, se practica con una o ambas de las plantas a injertar cultivadas en macetas. Si las plantas patrones se tienen en recipientes, se les puede colocar junto a una planta establecida que vaya a proporcionar la púa de la nueva planta injertada (véase la Fig. 12-12).

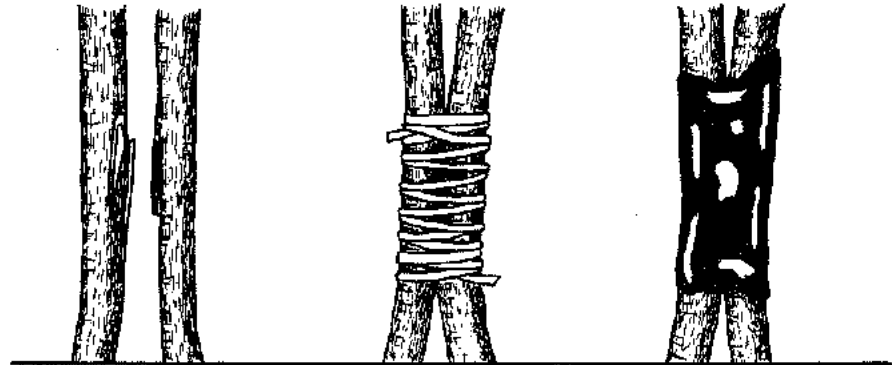
Este tipo de injerto puede hacerse en cualquier época del año, pero la cicatrización de la unión se logra con mayor rapidez si se ejecuta cuando el crecimiento es activo. Del mismo modo que en otros tipos de injerto, las superficies cortadas se deben unir firmemente y luego cubrirse con cera para injerto a fin de impedir la desecación de los tejidos.

A continuación se describen tres métodos útiles para hacer injertos de aproximación, ilustrados en la Fig. 12-13.

Injerto de aproximación de empalme



Injerto de aproximación de lengüeta



Injerto de aproximación de incrustación

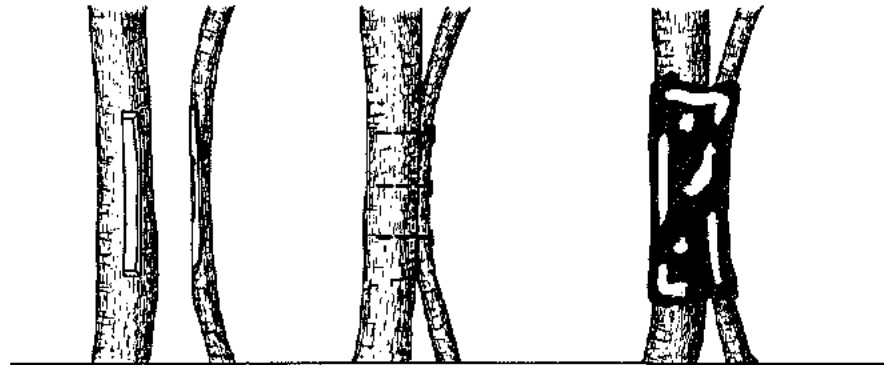


Fig. 12-13 Tres métodos para ejecutar un injerto de aproximación.

INJERTO DE APROXIMACIÓN DE EMPALME

En este tipo de injerto, los dos tallos deben ser aproximadamente del mismo grueso. En el punto que se desea hacer la unión, se saca en ambos tallos una tajada de corteza y madera de 2.5 a 5 cm de largo. Este corte debe ser del mismo tamaño en cada miembro del injerto, de modo que puedan tenerse patrones de cambium idénticos. Los cortes deben quedar perfectamente netos y tan planos como sea posible para que cuando se junten haya un contacto estrecho

www.ccsa.com.mx

entre las zonas de cámbium. Las dos superficies cortadas se juntan y se atan estrechamente con hilo, rafia o cinta para viveristas. La unión entera debe cubrirse con cera para injertos. Después que las partes estén bien unidas, lo cual en algunos casos puede requerir un tiempo considerable, se cortan el patrón arriba de la unión y el injerto abajo de la misma, quedando entonces completado el injerto. Puede ser necesario reducir el área foliar del injerto si es mayor de lo que puede sostener el patrón. La Fig. 12-12 muestra el uso de este método en camelias.

INJERTO DE APROXIMACIÓN DE LENGÜETA

Este método es igual al de aproximación por empalme, excepto que en cada uno de los tallos que se van a unir, después de hacer el primer corte se hace un segundo corte, hacia abajo en el patrón y hacia arriba en la púa, formando en cada miembro una pequeña lengua. Entrelazando esas lenguas se puede lograr una unión de injerto muy apretada y de estrecho ensamble.

INJERTO DE APROXIMACIÓN CON INCRUSTACIÓN

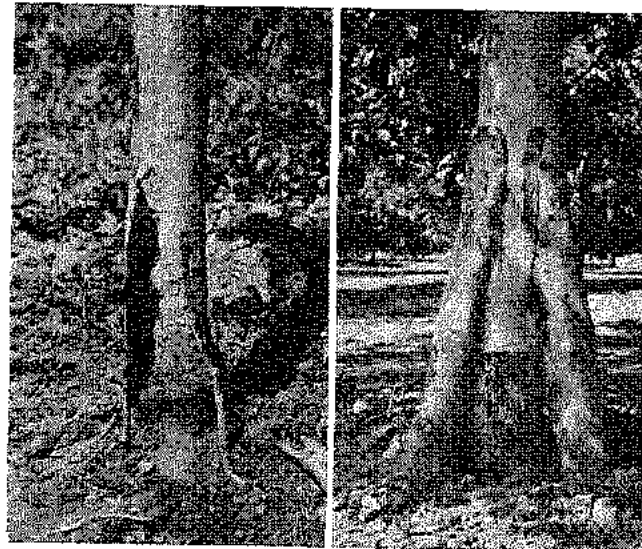
Este método puede emplearse si la corteza de la planta patrón es considerablemente más gruesa que la de la planta que servirá de púa. En la corteza de la planta patrón se hace una ranura angosta de 7.5 a 10 cm de largo, ejecutando con la navaja dos cortes paralelos y removiendo la tira de corteza intermedia. Esto sólo puede hacerse cuando la planta patrón está en crecimiento activo y la corteza "resbala" o se desprende. La ranura debe quedar del ancho exacto de la púa que va a insertarse. En el punto de unión de la planta que va a ser la púa se le hace en un lado un corte largo y superficial de la misma longitud que la ranura hecha en la planta patrón y de la profundidad suficiente para que pase por la corteza y llegue hasta la madera. Esa superficie cortada de la púa se coloca en la ranura preparada en la planta patrón y se mantiene allí por medio de dos o más clavos pequeños de cabeza plana. En seguida toda la unión se debe cubrir prolijamente con cera para injertos. Una vez que la unión ha cicatrizado, se puede cortar el patrón arriba del injerto y la púa abajo del mismo.

Injerto por aproximación en arco (o arqueado)

Este método es similar al injerto de aproximación en cuanto a que tanto el patrón como la púa se encuentran sobre sus propias raíces en el momento de hacer el injerto. Difiere en que de ordinario la copa de la nueva planta patrón, por lo general, no se extiende arriba del punto de unión, como en el injerto de aproximación. En general, el arqueado se considera como una forma de "injerto de reparación", usándose en casos en que se han dañado las raíces de los árboles por causas tales como golpes con implementos de cultivo, roedores o enfermedades. Puede usarse con buenos resultados para salvar árboles valiosos o mejorar su sistema radicular (Fig. 12-14.)

Alrededor del árbol dañado se plantan individuos procedentes de semilla, estacas enraizadas o bien, hijos que salgan cerca de la base, para injertarlos con el tronco con objeto de que le proporcione un nuevo sistema radical que reemplace a las raíces dañadas. Si el daño ha sido excesivo, las plantas que van a servir para apuntarlo se colocan alrededor del árbol dañado separándolas entre sí de 12 a 15 cm. Después de haberse dañado un árbol, permanece vivo por algún tiempo, a menos que el daño haya sido muy grave. Un procedimiento satisfactorio para

Fig. 12-14 Izquierda: puntales recién insertados. El de la izquierda ha sido encerado. El de la derecha se ha clavado en su sitio y está listo para ser encerado. Derecha: el arqueado se puede usar para vigorizar árboles establecidos, reemplazando un patrón débil con otro más vigoroso. Aquí, un nogal inglés se ha apuntalado con plántulas vigorosas del nogal híbrido Paradox (*Juglans hindsii* X *J. regia*).



apuntalar es colocar a su alrededor durante la estación de reposo plantas procedentes de semilla de una especie compatible y cuando se reanuda en primavera el crecimiento activo, se puede hacer la operación de injerto.

El apuntalamiento de árboles viejos de crecimiento lento con patrones vigorosos procedentes de semilla, en algunas ocasiones (17) ha resultado benéfico para estimular un crecimiento activo, renovado, en los árboles viejos.

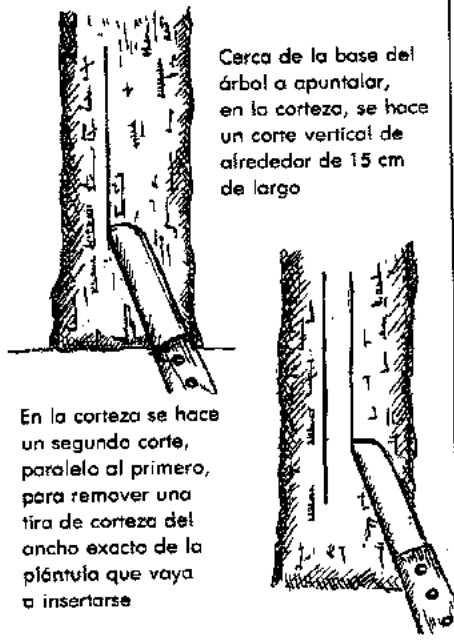
Las plántulas que proporcionarán el nuevo sistema radical casi siempre son mucho más pequeñas que el árbol que se va a reparar. Como se ilustra en la Fig. 12-15, la unión de injerto se hace de modo similar al descrito en el método Núm. 2 de injerto de corteza. En la porción terminal de la planta que va a servir de puntal, que debe tener de 6 a 12 mm de grueso, se hace en un costado un corte largo y superficial de 10 a 15 cm de extensión. Este corte debe hacerse en el lado cercano al tronco que se va a apuntalar y debe tener la profundidad suficiente para remover algo de madera, exponiendo con ello dos tiras de tejido de cámbium. En el extremo de esa planta se hace otro corte de 13 mm de largo, en sentido opuesto al primero. En esta forma, el tallo de la plántula queda en forma de una cuña aguda.

En el tronco del árbol viejo se hace una ranura larga, removiendo una porción de la corteza de la anchura exacta de la planta que se va a injertar y del mismo largo que la superficie cortada en el injerto. En la parte superior de esa ranura se deja una pequeña aleta de corteza y bajo ella se inserta el extremo acuñado del injerto. Luego la planta que va a servir de sostén se clava en la ranura con cuatro o cinco clavos pequeños de cabeza plana. El clavo del extremo superior debe pasar por la aleta de corteza y por el extremo de la planta que va a servir de injerto. Si por alguna causa se desprende parte de la corteza del árbol a lo largo del injerto, es necesario clavarla en su lugar. Después de esto, se debe encerar prolijamente toda la unión de injerto.

Puente de injerto

Esta es una forma de injerto de reparación y se usa en casos en que no ha habido daños en el sistema radical sino que ha sido lesionada la corteza del tronco. A veces, los implementos de

PREPARACION DEL ARBOL PARA APUNTALARLO



PREPARACION DE LAS PLANTULAS PARA EL APUNTALAMIENTO

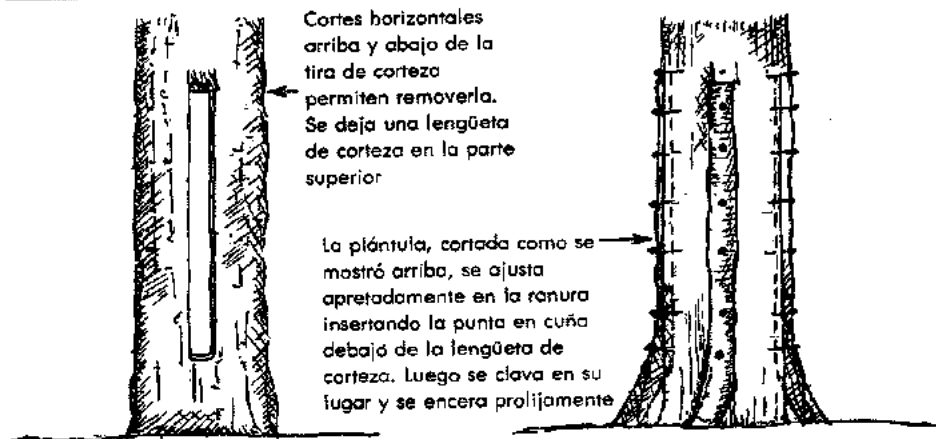
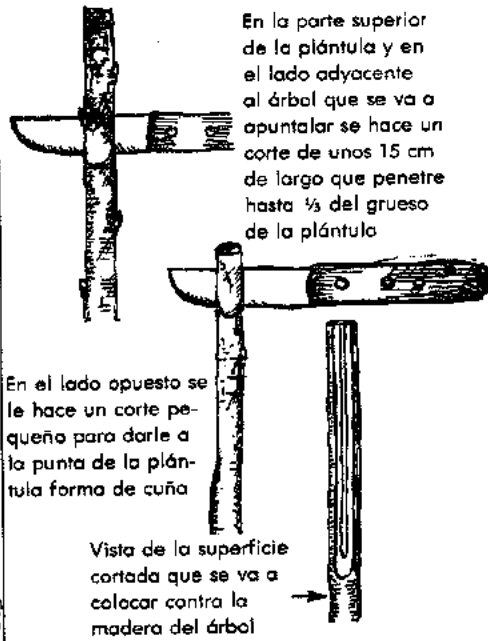


Fig. 12-15 Pasos en el apuntalamiento de un árbol con otros más pequeños plantados alrededor de su base.

cultivo, los roedores, las enfermedades o las bajas temperaturas de invierno dañan por completo un área considerable del tronco, a menudo circulándolo por completo. Si el daño a la corteza ha sido extenso, el árbol casi con seguridad morirá debido a que las raíces han sido privadas de su provisión de alimentos procedentes de la copa del mismo. Los árboles de algunas especies, como el olmo, el cerezo y el pecanero, pueden cicatrizar heridas muy grandes desarrollando tejido de callo; pero en la mayoría de las especies, aquellos cuya corteza ha sido muy dañada, se les deben hacer puentes de injerto si se desea salvarlos, como se ilustra en la Fig. 12-16.

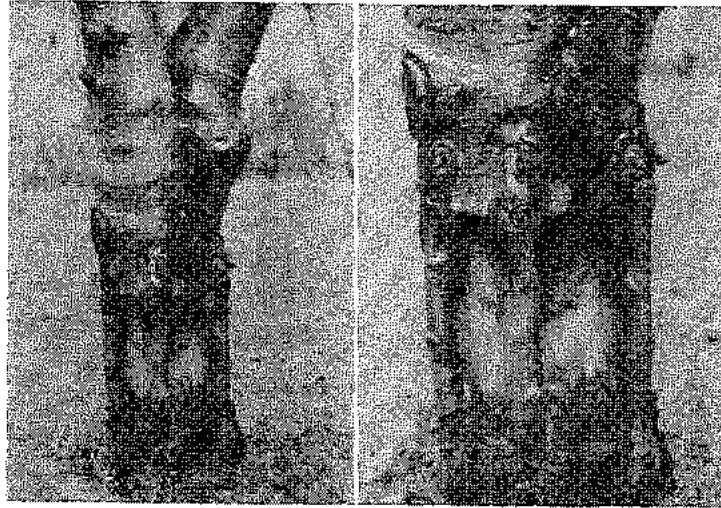


Fig. 12-16 Tronco lesionado de un cerezo que se ha reparado con éxito con un puente de injerto, ejecutado con una modificación del injerto de corteza.

Las operaciones de puentes de injerto se hacen mejor al principio de la primavera, justo en el tiempo en que se inicia el crecimiento del árbol y la corteza se resbala con facilidad. Las púas que se vayan a emplear deben tomarse en estado de reposo de plántulas de un año de edad, de 6 a 12 mm/día, de la misma especie o de una compatible, y mantenerse en refrigeración hasta que se vaya a hacer el injerto. En un caso de emergencia, se puede hacer con éxito un puente de injerto a fines de la primavera, usando púas cuyas yemas han iniciado un crecimiento satisfactorio. Hay que suprimir las yemas o brotes nuevos en desarrollo.

El primer paso en la ejecución de un puente de injerto consiste en limpiar el área lesionada hasta llegar a tejidos sanos, no dañados, quitando la corteza muerta o desgarrada. Luego, alrededor de la sección lesionada y a intervalos de 5 a 7.5 cm, se insertan púas, fijadas en sus dos extremos en corteza viva, no dañada. Es importante que las púas se inserten en la posición correcta. Si se colocan invertidas, forman una unión y viven durante uno o dos años, pero las púas no crecen ni se engruesan como lo harían si hubieran sido insertadas correctamente.

En la Fig. 12-17 se muestran los detalles de la ejecución de un puente de injerto satisfactorio.

Después de insertar todas las púas, las superficies cortadas se deben cubrir prolijamente con cera para injerto, teniendo especial cuidado en aplicarla alrededor de las púas, en particular en las uniones de injerto. La madera expuesta de la sección dañada también se puede cubrir con cera de injerto para prevenir la entrada de organismos que ocasionan pudrición así como el secamiento excesivo de la madera, lo cual es importante, ya que es la ruta de movimiento hacia arriba de agua y nutrientes en el árbol.

HERRAMIENTAS Y ACCESORIOS PARA INJERTAR

En la descripción de los métodos respectivos se ha ilustrado el equipo especial, necesario para ejecutarlos. Sin embargo, hay ciertos instrumentos que se usan en todos los tipos de injerto.

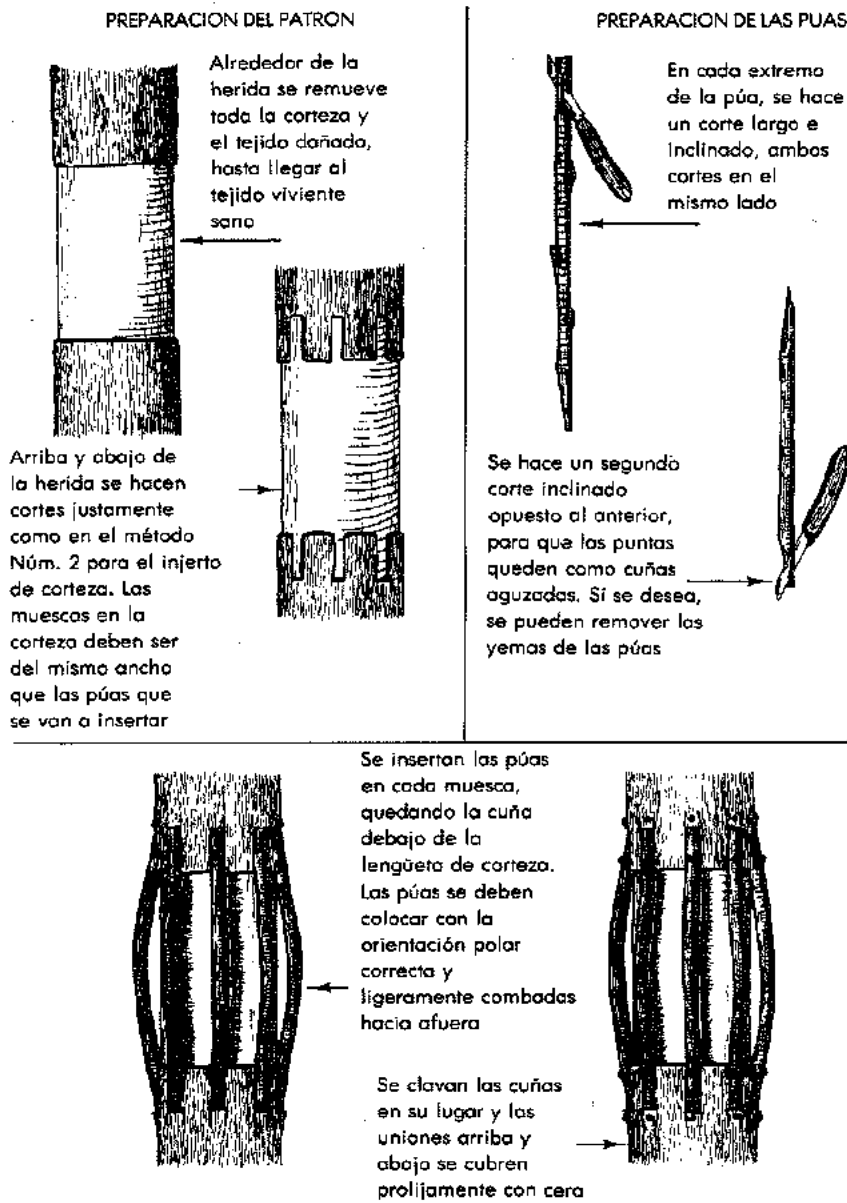


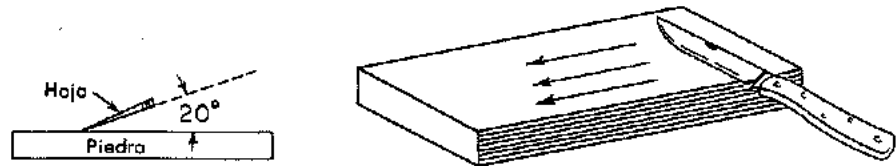
Fig. 12-17 Un método satisfactorio para hacer un puente de injerto, usando una modificación del método Núm.2 de injerto de corteza.

Navajas

En el trabajo de propagación, los dos tipos que por lo general se usan son la navaja para injerto de púa y la navaja para injerto de yema (Fig. 12-18). Cuando se hace una cantidad limitada de injertos, bien sea de púa o de yema, la navaja para injerto de yema puede ser satisfactoria para

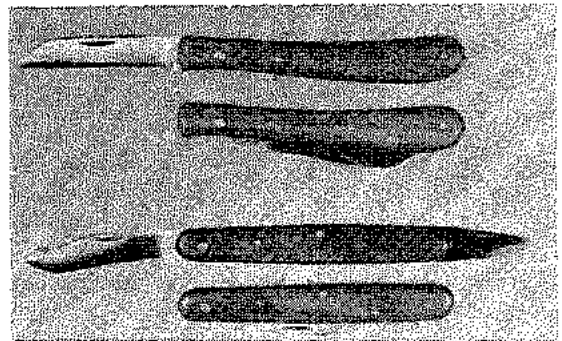
Cómo afilar apropiadamente una navaja

Para afilar la navaja de injertar, el afilado inicial se puede hacer en una piedra de grano mediano, pero para el afilado final se debe usar una piedra dura de grano fino. Durante el afilado, la piedra se debe mojar con agua o con aceite. No se use una piedra de carborundum porque es demasiado abrasiva y rebaja mucho metal. La mayoría de los injertadores prefieren usar navajas con bisel en un solo lado, mientras que otros las prefieren con bisel en ambos lados. Para lograr un filo rígido, al afilar la navaja sosténgase de modo que sólo el filo toque la piedra. Use todo el ancho de la piedra para que su superficie se conserve plana. Una navaja de acero de alta calidad, correctamente afilada, debe retener su filo durante varios días de trabajo, necesitando sólo alguna asentada de vez en cuando en un asentador de cuero.



ambas operaciones. Estas navajas pueden tener hoja fija o plegadiza. La navaja con hoja fija es más fuerte y si se usa algún tipo de funda para proteger el filo, es la más adecuada. Si se va a hacer mucho trabajo de injerto, es esencial disponer de una navaja fuerte, bien construida, de acero de alta calidad. Para hacer un buen trabajo, la navaja debe mantenerse muy bien afilada.

Fig. 12-18 Tipo de navajas plegadizas usadas en la propagación de plantas. Arriba: navaja para injertar. Abajo: navaja para injertos de yema. La parte obtusa que se ve a la derecha de esta navaja se usa en el injerto de yema para levantar las aletas de la corteza a fin de insertar el escudete con la yema.



Ceras para injertos

Las ceras para injerto tienen dos propósitos principales: (a) Sellar la unión de injerto, con lo cual se impide la pérdida de humedad y la muerte de las células tiernas y expuestas de las su-

perfiles cortadas del patrón y de la púa. Estas células son esenciales para la producción de callo y la cicatrización de la unión de injerto. (b) Impedir la entrada de organismos que provocan descomposición y que pueden determinar la pudrición de la madera.

Una buena cera de injerto debe adherirse bien a todas las superficies de la planta y no debe deslavarse por las lluvias. No debe ser tan quebradiza que se parta y descascare en tiempo frío, ni debe ser tan suave que se derrita y escurra en días cálidos, pero debe ser suficientemente plástica para permitir el hinchamiento de la púa y el aumento en diámetro del patrón sin rajarse.

CERAS CALIENTES

Los ingredientes usados en este tipo de cera son brea, cera de abeja, aceite de linaza crudo o sebo, y negro de humo o carbón vegetal pulverizado. La proporción de cada ingrediente puede variar mucho sin afectar los resultados de modo apreciable. El objeto del negro de humo es dar cierto color a la cera que es en sí incolora, de modo que se note con más facilidad si los injertos han quedado bien cubiertos. El negro de humo también hace más manejable la cera, eliminando algo de su fibrosidad y pegajosidad. Después de la aplicación, la cera de color oscuro puede absorber más calor y permanecer suave y elástica. Sin embargo, esto puede no ser conveniente en tiempo de calor, ya que la cera se puede ablandar demasiado.

Instrucciones para preparar cera caliente para injertos (tipo duro)

Ingredientes:

Brea	2 300 g
Cera de abeja	350 g
Aceite de linaza crudo	250 g
Negro de humo	30 g
Cola de pescado	45 g

En un recipiente de doble fondo caliéntese la cola de pescado añadiéndole sólo el agua necesaria para disolverla. En otro recipiente derrítanse los otros ingredientes y déjese enfriar la mezcla, pero que quede fluida. Agréguese despacio la cola a la mezcla enfriada parcialmente, agitándola de continuo. Vacíese en moldes engrasados de poco fondo o en cajas de madera forradas con papel engrasado. Déjese endurecer. Para usarla, pártase en porciones pequeñas. Caliéntese en un calentador para cera de injertos y aplíquese con una brocha de pintor pequeña.

El tipo duro de cera para injerto se endurece al enfriarse y debe volverse a calentar poco antes de aplicarse a la unión de injerto. Al usarla, es importante que la cera tenga la temperatura adecuada. Si la cera se calienta hasta que burbujee y hierva, es probable que dañe los tejidos de las plantas. Por otra parte, si la cera está demasiado fría no fluirá fácilmente en todas las rendijas de la corteza, dejando huecos que permitirán la entrada del aire. *La cera debe estar suficientemente caliente para fluir con facilidad pero sin que llegue a burbujear.*

Para calentar la cera, es adecuado cualquier tipo de calentador pequeño. La cera se aplica con una brocha, pero se debe tener la precaución de colgarla a un lado, ya que si descansa en el fondo del recipiente el calor quemará las cerdas. Los calentadores para cera pueden construirse fácilmente en casa. (32)

CERAS FRÍAS

En los últimos años se ha podido adquirir, ya con facilidad, un tipo de cera para injerto preparada en forma comercial y que consiste en una emulsión de asfalto y agua. Ha resultado bastante satisfactoria y se usa ampliamente. (34) Este producto contiene alrededor del 50% de agua, la cual se evapora después de su aplicación, dejando una capa de asfalto sobre el injerto. Para que la cera restante sea de espesor suficiente y así proteger en forma adecuada el injerto, la aplicación original debe ser abundante. Como este material es soluble en agua hasta que se seca, es posible que se deslave si llueve un día después de aplicarlo. De ocurrir esto, es necesario volver a encerar de inmediato los injertos. Si los injertos se hacen en tiempo lluvioso, es aconsejable usar ceras de tipo caliente que no son afectadas por la lluvia.

Las emulsiones de este tipo de cera fría se separan con las temperaturas de congelación, de modo que es muy importante conservarlas en lugar caliente durante el invierno. *No deben confundirse estos materiales con las preparaciones para impermeabilizar techos, que tienen un aspecto similar pero que son por completo inapropiadas para emplearse como ceras para injerto.*

Para operaciones en pequeña escala existen ceras para injerto envasadas en latas aplicadoras de tipo "aerosol". En general, se requieren varias aplicaciones para tener una cubierta que dé la protección adecuada.

Materiales para atar y envolver

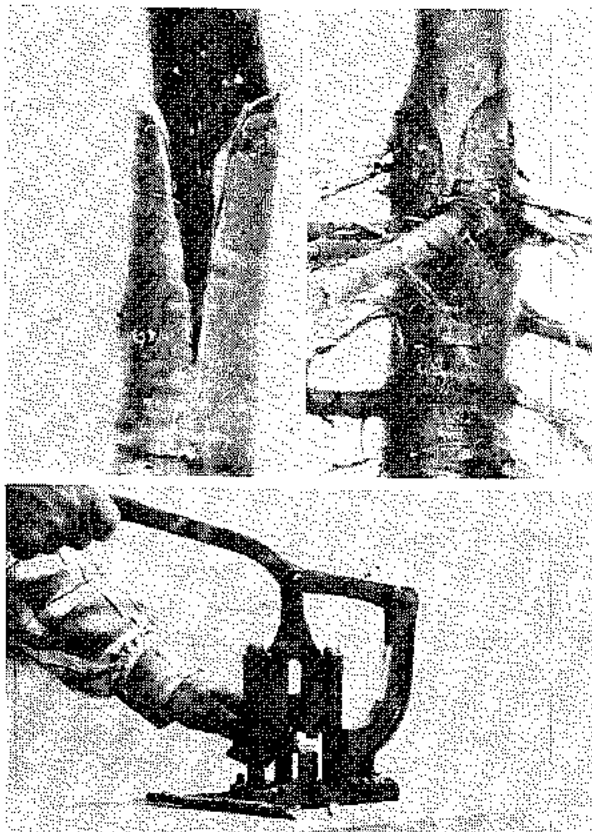
Algunos métodos de injerto, en especial el empalme, requieren que las partes se mantengan juntas mediante una atadura hasta que se hayan unido. Esto puede hacerse de varios modos, siendo el más sencillo el atar con hilo ordinario y cubrir con cera para injertos. Para operaciones en gran escala es conveniente usar hilo encerado, porque se adhiere a sí mismo y a las partes de la planta sin necesidad de hacer amarres. El hilo debe ser lo suficiente fuerte para mantener unidas las partes injertadas, pero no tanto que no pueda romperse a mano.

Se fabrica una cinta adhesiva especial para viveristas que es similar a la cinta adhesiva quirúrgica pero de menor peso y no esterilizada. Su uso es más cómodo que el de la cinta de tela encerada. La cinta adhesiva es útil para atar y sellar injertos de empalme. Cuando se use cualquier clase de cinta o de hilo para envolver injertos, es importante no poner demasiadas capas ya que el material puede constreñir la planta o anillarla a menos que se corte. Cuando este tipo de envoltura se cubre con tierra, de ordinario se pudre y rompe antes de que pueda ocasionar daño, a menos que se hayan aplicado muchas capas. Lo mejor es observar esas envolturas con cuidado y cortarlas después de que el injerto ha cicatrizado para evitar constricciones.

También hay disponibles cintas plásticas de polietileno o de cloruro de polivinilo (PVC). Como no son adhesivas, se les debe fijar metiendo el extremo de la cinta debajo de la última vuelta. Estas cintas de plástico son ligeramente elásticas y permiten cierto crecimiento de los injertos, pero finalmente tienen que quitarse. La cinta adhesiva (masking tape) también resulta satisfactoria para envolver materiales.

La cinta de parafilm se ha empleado con éxito para envolver con rapidez uniones de injerto. (4) Este material es a prueba de agua, flexible, elástica, con un refuerzo de papel en la película termoplástica. Esta cinta se separa de su cubierta de papel, se colocan dos capas sobre la unión de injerto y se aprieta en su lugar con los dedos.

Fig. 12-19 Un tipo de injerto de cuña hecho con un aparato francés para injertar. Arriba, izquierda: aspecto del injerto como queda hecho por las cuchillas (antes de envolverlo con cinta para injertos). Arriba, derecha: unión de injerto en un manzano después de un año de crecimiento en el vivero. Abajo: aparato para injertar, en uso. Con este aparato los injertos se pueden hacer mucho más aprisa que con el método de empalme.



Máquinas para hacer injertos

Se han desarrollado varias máquinas o instrumentos para preparar uniones de injerto de púa o de yemas y unas cuantas de ellas se han empleado extensamente, en especial en la propagación de vides (1, 2).

Una de las máquinas que han tenido más éxito es el aparato operado a mano que se muestra en la Fig. 12-19, que originalmente fue desarrollado en Francia y llamado L.B. Grafting Tool (Aparato para Injertar L.B.).¹ Esta máquina hace un tipo de injerto de cuña, cortando en el patrón una muesca en V larga y haciendo en la punta de la púa un corte largo y acufiado. Aunque los cortes se ajustan muy bien entre sí, la unión se debe atar con banda de caucho para injertos o engraparse. Esta máquina se ha empleado con éxito para propagar tanto vides como árboles frutales.

Otra máquina² usada extensamente en California se muestra en la Fig. 12-20. Esta se acciona por un motor eléctrico y tiene dos juegos de sierras montados en un solo eje para cortar muescas, una en la base de la púa y otra en el extremo superior del patrón, como se muestra en la Fig. 12-21. Tres personas trabajan juntas: una corta las púas, otra los patrones y la tercera los

¹ En los EUA puede obtenerse de la compañía Heitz Wine Cellars, 500 Taplin Road, St. Helena, Calif. 94574.

² Se puede obtener de la Spink Refrigeration Company, 677 St. Helena Highway South, St. Helena Calif. 94574.

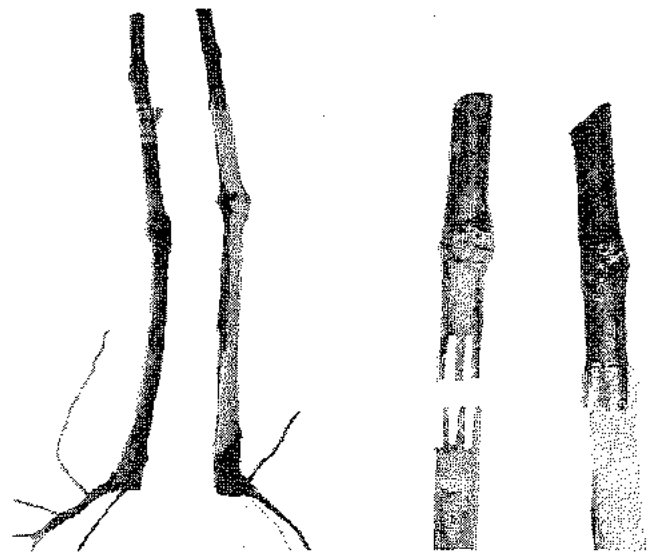
Fig. 12-20 Máquina para cortar muescas en los extremos de patrones y púas de sarmientos para hacer el tipo de injerto que se ilustra en la Fig. 12-21. Las cuchillas que están al frente están haciendo cortes en los patrones, las de atrás en las púas.



ensambla. Después de haber juntado el patrón y la púa, el injerto queda tan apretado que no hay necesidad de envolverlo o engraparlo.

Un tercer aparato, usado extensamente para las vides, es la máquina de injertar Pfropf-Stat,³ fabricada en Alemania. Corta a través del patrón y de la púa colocados uno encima del otro, haciendo un corte en forma de la letra griega omega y dejando las dos partes entrelazadas. El aparato se encuentra disponible ya sea operado con pedal o mediante un mecanismo electromagnético. Es la más rápida de las tres máquinas, pero la unión de injerto no queda tan bien ajustada como en las otras dos y no es adecuada para árboles frutales como los otros dos aparatos.

Fig. 12-21 Vides propagadas por injertos hechos con máquina. Durante la estación de reposo se injertan púas pequeñas, de una yema en estacas enraizadas. La unión de injerto se envuelve con banda de caucho para injertos y luego se deja que forme callo antes de plantarlo.



³ Manufacturada por E. & Wahler, 7056 Weinstadt-Schnait, Buchbaldenstr. 21, Stuttgart, Alemania. Disponible en los EUA en la Tree & Vine Management Co., P. O. Box 311, Reedley, Calif. 93654.

SELECCION Y MANEJO DE LA MADERA PARA PUAS

Tipo de madera

Como el injerto de especies deciduas se hace a fines del invierno o a principios de la primavera, es necesario usar, para púas, madera que creció durante el verano anterior.

Al seleccionar el material para púas, se debe tener en cuenta lo siguiente.

1. Para la mayoría de las especies, la madera debe ser de un año de edad o menos (del crecimiento de la temporada en curso). Evite incluir material de crecimiento más avanzado, aunque en algunas especies, como en la higuera y el olivo, la madera de dos años es satisfactoria o aun preferible, si es del tamaño adecuado.
2. Debe haber presentes yemas vegetativas sanas, bien desarrolladas. Evítese la madera con yemas florales. Usualmente, las yemas vegetativas son angostas y puntiagudas, mientras que las florales son redondas y gordas (véase la Fig. 13-1).
3. El mejor tipo de material para púas se obtiene de ramas vigorosas (pero no excesivamente suculentas), bien maduradas, endurecidas, de la parte superior del árbol, que en el verano anterior han tenido un crecimiento de 60 a 90 cm. Estas ramas se desarrollan en plantas relativamente jóvenes, bien cultivadas y vigorosas. La producción elevada de material para púas puede estimularse podando bastante las plantas el invierno anterior. Los chupones de árboles más viejos aportan madera para púas satisfactoria, pero no se deben usar los que salen de la base de árboles injertados debido a que pueden ser de material del patrón. Un tamaño satisfactorio es de 6 a 12 mm/diámetro.
4. Las mejores púas se obtienen de la porción central o de los dos tercios basales de la rama. Las secciones terminales, que es muy probable que sean demasiado suculentas, medulosas y pobres en carbohidratos almacenados, deben descartarse, seleccionando madera madura con entrenudos cortos.

Fuente del material

La madera para púas se debe tomar de plantas madres de la cultivar correcta, que se sabe que han sido probadas para ausencia de organismos patógenos y que genéticamente son fieles al tipo (véase Cap. 8). Es indispensable evitar plantas madres atacadas por virus, con mutaciones indeseables, quimeras y desórdenes genéticos semejantes a virus. Las plantas madres pueden ser de dos tipos:

1. Plantas de huerto, viñedo o de la vegetación circundante, cultivadas en condiciones en que se puedan observar sus hábitos de floración, fructificación y crecimiento. En especies frutales, es mejor obtener el material de propagación de plantas en producción, con historia de producción conocida. Sin embargo, la inspección visual puede no revelar la condición verdadera de las plantas madres que se intenta usar y, para estar seguros, se necesitan efectuar pruebas apropiadas de catalogación y descendencia (véase Cap. 8).
2. En viveros comerciales se pueden mantener bloques especiales para la obtención de púas, en donde las plantas se cultiven especialmente para propagación. Estas plantas se manejan en forma diferente de aquellas que se dedican a producir cosecha. Por ejemplo, los árboles frutales se pueden podar cada año en tal forma que produzcan una provisión anual abundante de ramas largas, vigorosas, adecuadas para madera de púas. Usualmente esos bloques especiales se deben manejar para que cumplan con los requisitos de los programas de registro y certificación y estén sujetos a los requerimientos de aislamiento, catalogación e inspección. Además, es de importancia mantener la fuente de identidad del material de púas durante toda la secuencia de propagación, de manera que en un periodo de tiempo sea posible identificar y mantener las fuentes apropiadas de las diversas cultivares.

Recolección y manejo

Para plantas deciduas que van a injertarse al inicio de la primavera, la madera para púas puede recolectarse casi en cualquier tiempo durante el invierno, cuando las plantas estén por completo en reposo. (5) En climas con invierno riguroso, no se debe recolectar la madera cuando esté congelada. No se debe usar tampoco madera que presente señales de daños por heladas. Donde es probable que ocurran daños considerables por las bajas temperaturas de invierno, es mejor recolectar la madera para púas después de la caída de las hojas pero antes de que se inicie el invierno y colocarla en un almacén frío.

Almacenamiento

La madera para púas que se recolecte antes de injertar debe almacenarse en forma adecuada. Se debe conservar ligeramente húmeda y a una temperatura lo suficiente baja para impedir el desarrollo de las yemas. Una práctica común es envolver la madera, atada en haces de 25 a 100 varas, en papel grueso, impermeable al agua, en hojas o en bolsas de polietileno. Entre el manojó se debe esparcir una pequeña cantidad de algún material limpio, ligeramente húmedo, como serrín, viruta de madera o musgo turbosos. No se debe usar arena debido a que se adhiere a las varetas y amella las navajas durante la operación de injerto. Si el material de empaque está mojado, se pueden desarrollar varios hongos y dañar las yemas, aun a temperaturas bajas de almacenamiento. El empaque apenas debe estar húmedo, siendo más probable que las varetas de injerto se dañen si están muy húmedas que si están demasiado secas. Si se van a almacenar durante un periodo prolongado, el manojó se debe examinar a intervalos de unas cuantas semanas para asegurarse que la madera no se está secando o humedeciendo demasiado. Cuando las yemas muestren señales de hinchamiento, la madera se deberá usar de inmediato para injertar o se debe cambiar a una temperatura más baja.

Las hojas de película de polietileno son un buen material para envolver madera para púas. Permiten el paso del oxígeno y del bióxido de carbono, que son intercambiados durante el proceso de respiración de la madera almacenada, pero retardan el paso del vapor de agua. Por tanto, si se utiliza este tipo de material para envoltura, no hay necesidad de utilizar material de empaque húmedo; la humedad natural de la madera es suficiente, ya que habrá muy pocas pérdidas de la misma. Las bolsas de polietileno son útiles para almacenar cantidades pequeñas de madera para injerto. Todos los manojos se deben etiquetar con cuidado y precisión.

La temperatura a que se almacene la madera es importante. Si se van a conservar sólo dos o tres semanas antes de injertar, es satisfactoria la temperatura del refrigerador doméstico, de unos 5 °C. Si se almacena por un periodo de uno a tres meses, la madera para injertos debe mantenerse a alrededor de 0 °C (5) para mantener las yemas durmientes. Sin embargo, las yemas de algunas especies, como las de almendro y de cerezo dulce, inician su crecimiento después de unos 3 meses aun a esta temperatura. No se almacene la madera para púas en un congelador doméstico, debido a que las temperaturas muy bajas, de unos -18 °C, pueden dañar las yemas.

Si no se dispone de instalaciones para almacenamiento en frío, en las regiones de invierno frío la madera para púas puede conservarse enterrando los manojos en el terreno, abajo del nivel de congelación del suelo, en el lado norte de un edificio o de un seto alto. Se debe proporcionar drenaje, de manera que no se acumule agua alrededor de las púas que ocasione el deterioro de las yemas.

No se debe intentar el almacenamiento de púas si se van a injertar plantas suculentas, herbáceas. Esas púas se deben obtener en la época en que se vayan a hacer los injertos y usarse de inmediato. Algunas especies de plantas siempreverdes de hoja ancha, como aguacates, olivos y cítricos, pueden injertarse en primavera antes de que se inicie el crecimiento activo, sin que se recolecte y almacene previamente la madera para púas. Se toma directamente del árbol según se vaya necesitando, usando la parte basal de las ramas que contienen yemas axilares en reposo. Las hojas se quitan al tiempo de hacer la recolección.

Los intentos de usar madera en que las yemas hayan iniciado su crecimiento activo conducen casi con certeza al fracaso. En esos casos, las yemas desarrollan hojas con rapidez, antes de que cicatrice la unión de injerto; consecuentemente, las hojas extraen agua de las púas por transpiración y ocasionan su muerte.

En los injertos de copa de pecanero (3) se encontró que se podían obtener buenos resultados usando púas precortadas; esto es, las púas habían sido cortadas con anterioridad por personas competentes en la época apropiada y luego conservadas en almacenamiento en frío en bolsas de polietileno durante periodos de hasta 9 días antes de insertarlas en el patrón. Con el uso de yemas precortadas, el éxito de los injertos sólo se redujo ligeramente.

CLASIFICACION DE LOS INJERTOS SEGUN SU COLOCACION

Los injertos se pueden clasificar de acuerdo con la parte de la planta en que se coloque la púa: en la raíz, en el cuello de la misma (el punto de unión del tallo con la raíz a nivel del suelo) o en varios sitios de la parte aérea de la planta.

Injertos de raíz

En este tipo de injertos, los patrones procedentes de semilla, las estacas enraizadas o las plantas acodadas se sacan del terreno y las raíces se usan como patrones para el injerto. Se puede usar todo el sistema radical (*injerto de raíz entera*, Figs. 12-22 y 12-23) o bien las raíces pueden dividirse en pequeñas secciones y usar cada una como patrón (*injerto en porciones de raíz*). Con ambos métodos se obtienen resultados satisfactorios. Como las raíces que se usan son relativamente pequeñas (de 6 a 13 mm de diámetro), generalmente se emplea el injerto de empalme o de lengüeta. El injerto de raíz casi siempre se hace bajo techo a fines del invierno o a comienzos de la primavera.

La madera para injertos, colectada con anterioridad se conserva en almacén, mientras que las plantas patrones también se sacan a fines de otoño y se conservan almacenadas a bajas temperaturas (1.5 a 4.5 °C) y en condiciones húmedas hasta que se hacen los injertos.

El término *injerto de banco* a veces se aplica a este proceso porque con frecuencia es ejecutado en bancos por trabajadores diestros en operaciones en gran escala. Diversas plantas se propagan en escala comercial por injerto de raíz: los manzanos, los perales, las vides y diversas ornamentales como la wisteria y el rododendro.

Al hacer injertos de raíz, las porciones de la misma deben tener de 7.5 a 15 cm de largo y las púas más o menos el mismo tamaño y contener de 2 a 4 yemas. Una vez que los injertos se han hecho y se han atado en forma apropiada, se hacen grupos de 50 a 100 y se almacenan para su enraizamiento en arena húmeda, musgo turboso o algún otro material de empaque. Se les puede colocar en un sótano frío o bajo refrigeración a unos 7 °C por cerca de 2 meses. Para

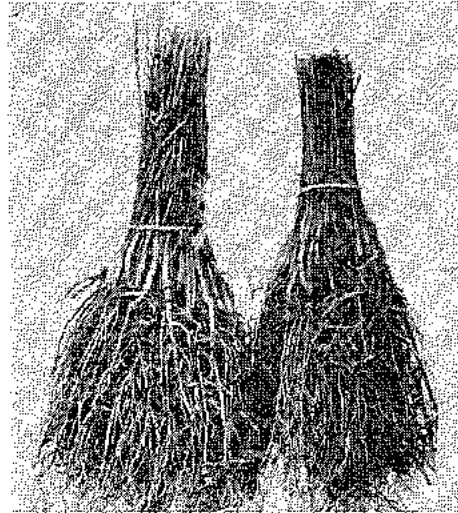


Fig. 12-22 Manojos de plántulas de manzano de un año de edad, de tamaño apropiado para usarlos en injertos de raíz completa, de banco.

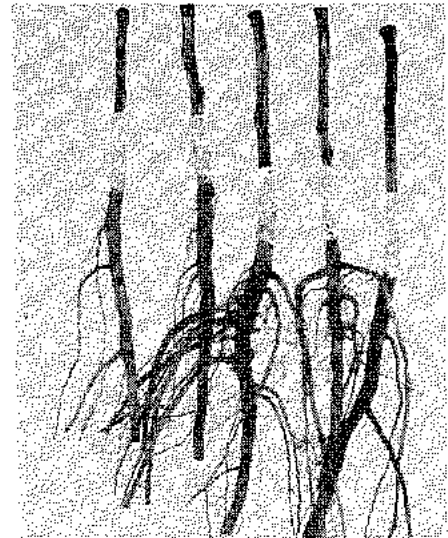


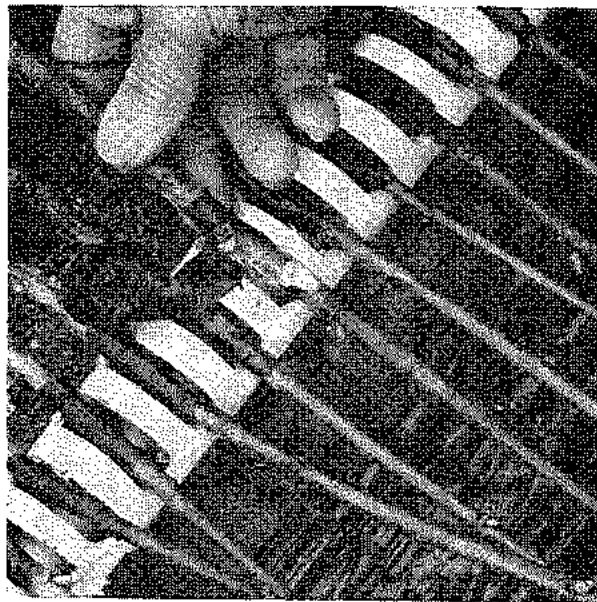
Fig. 12-23 Injertos de raíz completa de manzano hechos por el método de empalme o de lengüeta y envueltos con cinta adhesiva para viveristas.

el manzano, el periodo de encalecimiento puede reducirse a unos 30 días si los injertos se almacenan a unos 21 °C, con humedad elevada. Para usar esta temperatura de encalecimiento más elevada, el material debe recolectarse en otoño y los injertos deben hacerse antes que algún periodo de tiempo frío pueda interrumpir el lapso de reposo de las yemas. Después que las uniones estén bien cicatrizadas, los injertos deben almacenarse a temperaturas bajas (de 2 a 4 °C) para prolongar el "periodo de reposo" de las yemas y mantenerlas durmientes hasta que se planten. (19) Los injertos se plantan en primavera pasándolos directamente del almacenamiento en frío a los surcos del vivero. Para propósitos generales de encalecimiento, son más satisfactorias las temperaturas de 7 a 21 °C. Mediante la regulación adecuada de la temperatura, el proceso de encalecimiento puede acelerarse aumentando la temperatura o retardarse disminuyéndola, de modo que, dentro de límites razonables, se puede tener el grado deseado de formación de callo en un periodo dado.

En algunas plantas, la unión de injerto debe mantenerse en condiciones cálidas, de 24 a 27 °C, pero las raíces y las yemas deben mantenerse frías, alrededor de 7 °C para prevenir su crecimiento prematuro antes de que la unión de injerto se haya encalecido y unido. Para resolver este problema, en injertos de empalme de avellano, que son bastante difíciles de hacer, se ha desarrollado un sistema ingenioso (Fig. 12-24). La unión misma del injerto se mantiene caliente mediante un tubo de plástico al que se han fijado con cinta cables de calefacción o que contiene agua caliente. La unión de injerto se coloca sobre el tubo, pero las raíces y las yemas quedan en áreas que tienen temperaturas más bajas. Cuando este sistema de "encalecimiento con calor" se ha usado a la intemperie a fines del invierno o a inicios de la primavera, se ha obtenido un aumento de prendimiento de injertos de avellano de 10 a más de un 90%. También se ha usado con éxito para injertos de raíz de manzano, peral, durazno y ciruelos. (25)

Para el encalecimiento de los injertos se requiere cierta aereación, de manera que no deben usarse recipientes cerrados. (31)

Fig. 12-24 Sistema de "injerto en caliente" para injertar de raíz plantas difíciles. La unión de injerto se coloca en una ranura de un tubo de plástico grande. Dentro de éste hay un tubo más pequeño por el cual fluye agua caliente controlada termostáticamente o al cual se fijan cables de calefacción. El calor se conserva colocando material aislante sobre este tubo. Las raíces y las púas sobresalen a zonas que tienen temperaturas menores, lo cual retarda su desarrollo. Cortesía de H. B. Lagerstedt y USDA. (25)



Tan pronto como pueda prepararse el terreno en primavera, los injertos se plantan en los surcos del vivero a una distancia de 10 a 15 cm entre sí. Se les debe plantar antes de que se inicie el desarrollo de las yemas o de las raíces. Si empiezan a crecer antes de que puedan plantarse, se les debe cambiar a temperaturas más bajas (de -1 a 2 °C). Los injertos usualmente se plantan a profundidad suficiente de manera que la unión de injerto quede justo abajo del nivel del suelo, pero si se desea que las raíces salgan sólo del patrón, el injerto se debe plantar con la unión mucho más arriba del nivel del suelo. Cuando se esperan ciertas influencias definidas del patrón, como achaparramiento o resistencia a las enfermedades, es muy importante evitar el enraizamiento de la púa.

Después de dejarlos crecer durante un verano, los injertos deben tener el tamaño adecuado para pasarlos a su lugar definitivo. De no ser así, la púa puede cortarse hasta dejar una o dos yemas, o recortarse un poco para forzar la salida de ramas de armazón y luego dejarlos crecer un segundo año. Con el sistema radical más viejo, en el segundo año se obtiene una copa fuerte y vigorosa.

INJERTO EN RAÍZ NODRIZA

En ciertas condiciones se desea tener en sus propias raíces a una estaca de tallo de una especie difícil de enraizar. Una forma de lograr esto es haciendo un injerto en raíz, usando la planta que se va a cultivar sobre sus mismas raíces como púa y la raíz de una especie compatible como patrón. La púa puede hacerse más larga que lo ordinario y el injerto plantarse profundo, dejando la mayor parte de la púa debajo del suelo. En algunos casos el enraice de la púa se estimula aplicando algún estimulador de enraice, como el ácido indolbutírico, a varios cortes verticales que atraviesen la corteza, practicados en la púa justo arriba de la unión de injerto. Esto se hace al tiempo de plantar y los injertos se plantan a una profundidad tal que la mayor parte de la púa quede cubierta con tierra. (23, 24) Después de una o dos temporadas de crecimen-

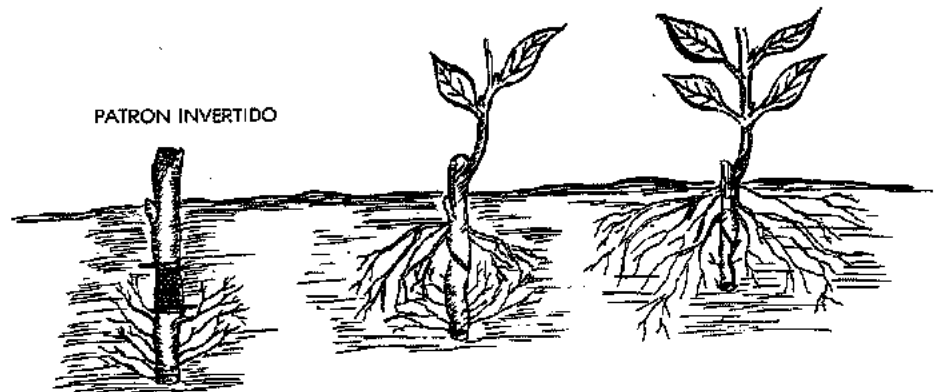


Fig. 12-25 El injerto de "raíz nodriza" es un injerto temporal que se usa para inducir a la púa a que desarrolle sus propias raíces. La raíz nodriza sostiene a la planta hasta que la púa forma raíces y luego muere. Aquí se muestra un método fácil para preparar un injerto de raíz nodriza invirtiendo la polaridad de la porción de raíz que sirve como patrón.

to, muchas de las púas habrán formado raíces. Entonces se corta el patrón nodriza temporal y la copa se reduce en proporción al sistema radical. La púa enraizada se vuelve a plantar para que crezca sobre su propia raíz.

En ocasiones, el enraice de la púa es mejor si la raíz nodriza se entierra a una profundidad tal que el enraice se obtenga de un brote nuevo de madera de la estación, originado de una yema de la púa, en vez de tratar de hacer enraizar a la púa original lignificada. En esencia ésta es una forma de acodado de montículo. A medida que crece la nueva púa se le cubre con tierra hasta una altura de 13 a 16 cm aunque nunca se deben cubrir las hojas terminales. (26)

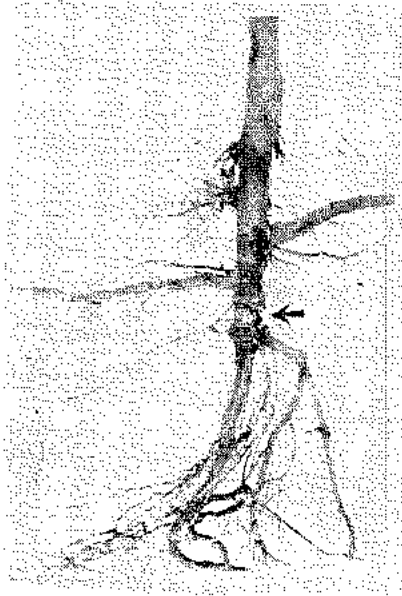
Hay varios métodos de manejo con los que se elimina la necesidad de desenterrar la planta injertada y cortar el patrón. (a) Si el patrón de raíz se injerta en posición invertida (polaridad invertida) finalmente muere (Fig. 12-25). (26) La unión cicatriza y la porción invertida del patrón sostiene a la púa hasta que ésta enraiza, pero como no recibe alimento de la púa, finalmente muere, dejando así al injerto sobre sus propias raíces. (b) En un segundo método, se utiliza un patrón incompatible. Así, si el injerto se planta a bastante profundidad, las raíces de la púa gradualmente se vuelven más importantes para el sostenimiento de la planta y el patrón incompatible finalmente deja de funcionar. Como ejemplo se puede citar el injerto de una púa de manzano en patrón de peral. (c) En otro método, la base de la púa, justamente arriba de la unión de injerto, se envuelven con material de algún tipo para anillar al patrón y separarlo (Fig. 12-26). Se han obtenido excelentes resultados usando bandas de caucho para injerto ordinarias (de calibre 0.016). (6) Las bandas de caucho para injertos se desintegran en el transcurso de un mes cuando están expuestas al Sol y al aire. Enterradas en el suelo duran hasta dos años, lo cual da tiempo suficiente para que enraice la púa. Sin embargo, debido a la deterioración lenta del caucho debajo del terreno, el patrón finalmente queda anillado y suprimido.

Injerto en la corona

Cuando sobre un patrón establecido se hace una unión de injerto en la región de transición entre la raíz y el tallo (la "corona" de la planta), a ese injerto se le llama injerto en la corona.

Fig. 12-26 Injerto de raíz nodriza. Una púa de manzano "Malling 9" se injertó de raíz en una raíz nodriza de un patrón procedente de semilla. La púa se envolvió justo arriba de la unión de injerto con una banda de caucho para injertos (véase la flecha). Después de dos años en el vivero, la púa había producido raíces vigorosas. La banda de caucho constriñó de manera efectiva el desarrollo de la raíz nodriza del patrón, que se pudo romper y descartar.

Cortesía de D. S. Brown.



Para hacer injertos de ese tipo se emplean varios métodos, como el de lengüeta, de costado, de hendidura, de incrustación o de corteza, dependiendo de la especie y el tamaño del patrón.

En plantas decíduas el injerto en la corona es mejor practicarlo a fines del invierno o al comienzo de la primavera, poco antes que comience el nuevo crecimiento. Las púas deben prepararse de madera durmiente bien madura de la estación de crecimiento anterior.

Como la operación se ejecuta justo abajo o arriba del nivel del suelo, es posible cubrir con tierra toda la unión de injerto, eliminando así la necesidad de encerar. La unión debe atarse firmemente con hilo o con cinta para mantener juntas las partes injertadas hasta que cicatricen.

Injerto doble o sobreinjerto

Una planta sobreinjertada, tiene tres partes, todas ellas de diferente composición genética: el patrón, el patrón intermedio y la púa o injerto que forma la copa fructífera. (13) (Véase la Fig. 12-27.) Una planta de esta naturaleza tiene dos uniones de injerto, una entre el patrón y el patrón intermedio y otra entre el patrón intermedio y la púa. El patrón intermedio puede tener menos de 25 mm de largo o ser de tamaño suficiente para formar el tronco y las ramas secundarias del armazón de un árbol.

El injerto doble se usa con varios propósitos, como:

1. Superar la incompatibilidad de injerto entre una cultivar que se desea como copa y el patrón.
2. Proporcionar un tronco resistente a las bajas temperaturas o a las enfermedades.
3. Lograr un efecto achaparrante mediante el uso de ciertos patrones intermedios.
4. Obtener el tronco o las horquillas fuertes que son característicos de ciertas cultivares.

Como ejemplos de injerto doble se encuentran (a) la propagación del peral "Bartlett" sobre membrillero como patrón achaparrante, usando un patrón intermedio mutuamente compatible como los perales "Old Home" o "Hardy" (Fig. 12-27) y (b) la propagación de

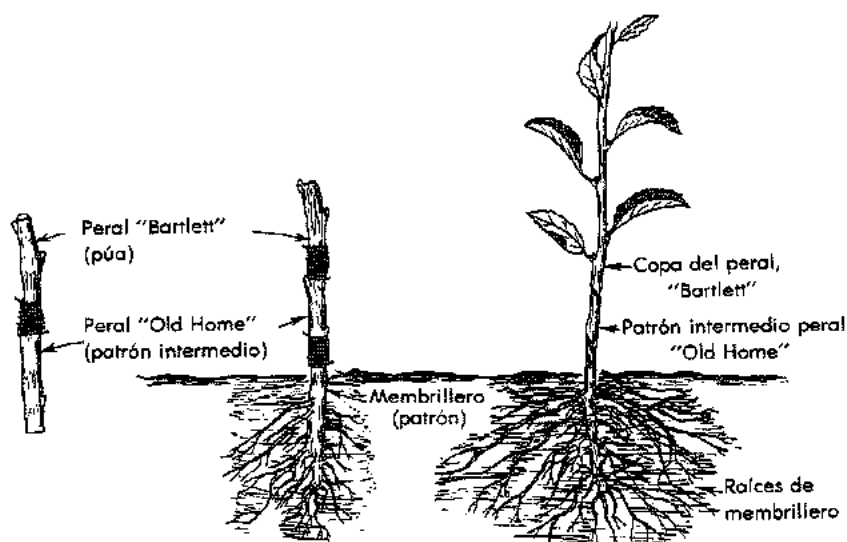


Fig. 12-27 En una planta sobreinjertada (o con doble injerto) hay tres partes diferentes y dos uniones de injerto, como se ilustra aquí con un peral "Bartlett" injertado sobre un peral "Old Home", el que a su vez es injertado sobre patrón de membrillero. En este caso el peral "Old Home" es el patrón intermedio.

manzanos achaparrados formados por la variedad púa injertada sobre un patrón intermedio "M 9" que a su vez es injertado en patrones más vigoroso como "MM 106" o "MM 111", o patrones de manzano procedentes de semilla. (8)

Para la formación de árboles de vivero con doble injerto se emplean varios métodos, pudiéndose recurrir para ello al empleo de máquinas para injertar como las que se ilustran en las Figs. 12-19 y 12-20 o usando el método de injerto de ensamble.

1. En el vivero se plantan alineados en los surcos patrones ya sean de plántula, estacas clonales enraizadas o acodos enraizados, al comienzo de la primavera. Luego se injertan de yema en el otoño con las yemas del patrón intermedio, en cuyo crecimiento, un año después, se injerta también de yema el cultivar deseado. Con este método se requieren tres años para lograr un árbol de vivero que lleva un injerto doble.
2. El patrón intermedio se injerta en banco a fines de invierno en el patrón enraizado, ya sea una plántula o un patrón clonal. Una vez que ha encalecido, los injertos se siembran en primavera en los surcos del vivero en donde se les injerta de yema en el otoño con el cultivar escogido. Con este método el árbol se propaga en el vivero en dos años.
3. Una variación del método (2) es preparar con injerto de banco dos uniones de injerto, la púa injertada al patrón intermedio y éste en el patrón enraizado. Una vez que se ha formado callo, el injerto completado, con dos uniones, se planta en el vivero. Dependiendo de la velocidad de crecimiento, es posible tener un árbol de vivero en uno o dos años.
4. La púa se injerta en banco en el patrón intermedio a fines del invierno o al comienzo de la primavera. Luego, después que este elemento ha encalecido, se injerta como se muestra en la Fig. 12-27, en patrones que han crecido en su sitio en los surcos del vivero, pudiendo, con este método, tener un árbol en uno o dos años.

5. En injerto doble de escudete, con el cual se hace un injerto doble, se practica en una sola operación de injerto de yemas, como se ilustra en la Fig. 13-18, lográndose así un árbol injertado en un año, o si es de crecimiento lento, dos años después de haber injertado las yemas.

6. Las ramas que van a servir como patrones intermedios, se pueden injertar de escudete en T a fines del verano, insertando las yemas a unos 15 cm de distancia entre sí. Estas yemas cicatrizan en el sitio y a fines del invierno se cortan las ramas injertadas de los patrones intermedios, dividiéndose de manera que cada sección tenga una yema injertada en su extremo superior. Luego, los trozos de rama injertadas se injertan por ensamble en los patrones de plántula enraizados. Una vez que han encajado, el injerto completado, formado por el patrón y el patrón intermedio que lleva la púa de escudete en su sitio, está listo para plantarse en los surcos del vivero. (12)

Injerto en la copa (de púa o de yema)

La práctica de hacer injertos en la copa se utiliza principalmente para cambiar la cultivar de una planta establecida, árbol, arbusto o enredadera, ya sea mediante injertos de púa (Figs. 12-28 y 12-29) usando alguno de los métodos descritos con anterioridad, o por injertos de yema (véase Cap. 13). Este procedimiento puede preferirse a la remoción y reemplazo de toda la planta, ya que la vuelta a la floración y fructificación es más rápida si se hacen injertos en la copa que utilizando plantas nuevas de vivero, en particular si las plantas que se injerten son jóvenes, sanas y bien cuidadas. Las plantas viejas, enfermas o de especies de vida corta no son buenas para injertar en la copa.

En ocasiones es posible que con los injertos de copa se introduzcan enfermedades virósicas a las plantas injertadas, ya sea del patrón o del injerto. Debido a que esas enfermedades interfieren con la floración y la fructificación, antes de considerar la ejecución del injerto de copa se debe conocer la condición respecto a virus de ambos componentes.

PREPARACIÓN PARA EL INJERTO DE COPA

El injerto de copa, por lo general, se hace en primavera, poco antes de que se inicie el nuevo crecimiento. El tiempo exacto depende del método de injerto que se emplee. Los injertos de hendidura, de costado, empalme y de incrustación se pueden hacer antes de que la corteza se despreque, pero los injertos de corteza se deben hacer cuando ésta se despreque, de preferencia justo antes que las yemas del árbol patrón empiecen a crecer. Los injertos de copa de yema pueden hacerse con los métodos de T, parche o astilla.

Fig. 12-28 Una extensa operación de injerto en la copa. Se han injertado manzanos jóvenes con una cultivar más remunerativa. Cada árbol tiene una pequeña rama "nodriza".





Fig. 12-29 Método apropiado para el injerto de copa de los árboles. *Izquierda:* las púas, que fueron insertadas en ramas bastante pequeñas, están empezando a crecer. El árbol se ha encalado para evitar los daños por quemaduras del sol. *Derecha:* el mismo árbol, 6 semanas después. En las ramas en que están desarrollándose las púas se han clavado estacas a las cuales se han atado los injertos para impedir que los rompa el viento.

De ordinario antes de injertar es aconsejable obtener una amplia cantidad de madera para púas y almacenarla en condiciones adecuadas, aunque para especies siempreverdes, como aguacate o cítricos, la madera para púas puede recolectarse cuando se vaya a efectuar la operación.

Al preparar un injerto de copa, se debe decidir un patrón individual para cada árbol, cuántas ramas de armazón se van a usar (de ordinario de tres a cinco). Si se hacen muchos injertos en las ramas pequeñas, secundarias, del armazón, el árbol volverá a fructificar con mayor anticipación que si se injertan pocas ramas más grandes en la parte inferior del árbol. Sin embargo, el injerto en numerosas ramas pequeñas es costoso y requiere que se poden todas las ramas del patrón que se desarrollen abajo de los injertos a medida que éstos vayan creciendo.

Las ramas que se van a injertar deben estar bien distribuidas alrededor del árbol y en el tronco principal, evitando ramas que tengan horquillas débiles y angostas. Se pueden suprimir todas las demás ramas, a menos que se usen una o más ramas nodrizas; la Fig. 12-30 muestra a un obrero preparándolas para injertar.

El injerto de copa implica, para el árbol, una operación de poda en extremo rigurosa y produce un desequilibrio considerable entre el sistema radical y la copa. Sin embargo, los árboles deciduos se recuperan pronto y el nuevo crecimiento de las púas y de las yemas latentes del patrón restablece el equilibrio sin perjuicios, siempre que el árbol esté sano y vigoroso y que el injerto se haga cuando él está en reposo o poco después de que inicie su crecimiento en primavera. Sin embargo, en algunas situaciones, no siempre bien comprendidas, el árbol es afectado adversamente por la poda severa y mostrará una intensa quemadura de las hojas e incluso puede no sobrevivir. Esta situación es más probable que se presente cuando el injerto se retrasa hasta que el crecimiento de primavera está bastante avanzado, cuando se quitan de las plantas patrones todas las nuevas ramas y follaje o donde se presentan temperaturas elevadas poco después de injertar.

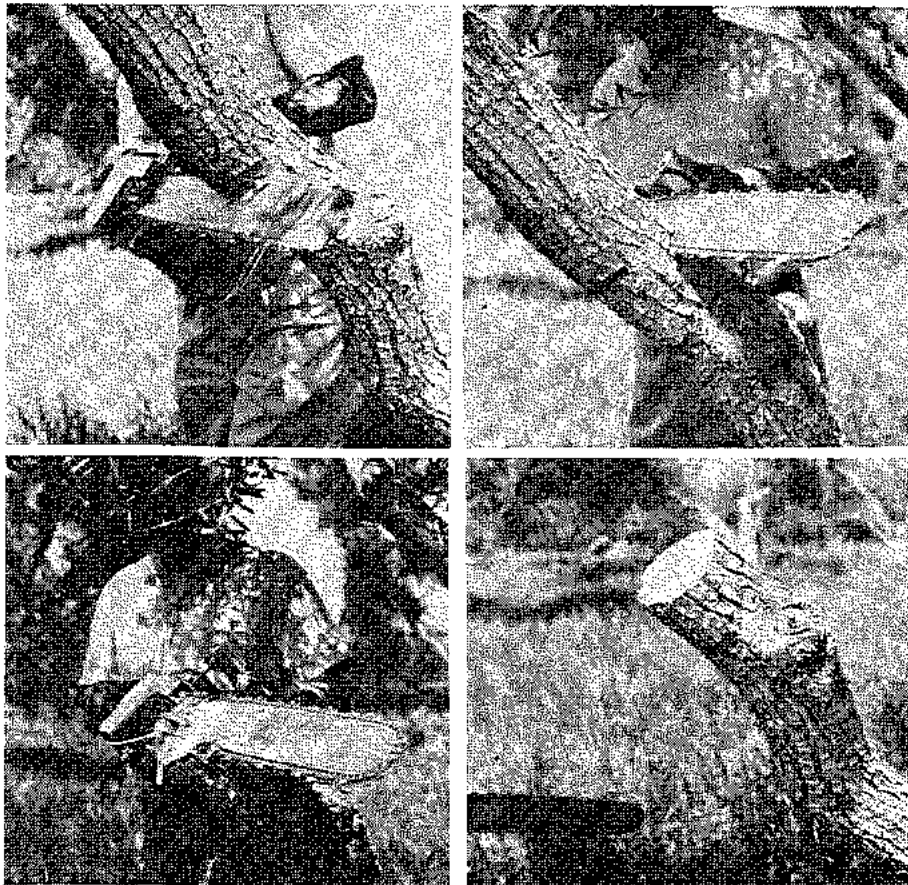


Fig. 12-30 Corte de una rama con sierra, en preparación del injerto de copa, para que no ocurran desgarres de la corteza. *Arriba, izquierda:* El primer corte se hace en una porción lisa, empezando en el lado inferior de la rama y cortando hasta un tercio del grueso de la misma. *Arriba, derecha:* el segundo corte se hace iniciándolo en la parte superior de la rama y siguiéndolo hacia abajo. Debe quedar de 2 a 5 cm más abajo del primer corte. *Abajo, izquierda:* una vez que la rama se ha roto, se continúa el primer corte. *Abajo, derecha:* corte final, neto y liso, listo para injertarse.

También, cuando se cortan e injertan todas las ramas del árbol, una cantidad considerable de energía se deriva hacia el crecimiento de las púas, produciendo ramas vigorosas, succulentas, que se pueden romper si no se podan o se sostienen en forma adecuada. Además, ese desarrollo frondoso y succulento es muy susceptible a daños por las heladas en los climas fríos.

Para evitar los problemas anteriores, es aconsejable retener en la planta patrón algo de follaje y aún ramas grandes que sirvan temporalmente como ramas nodriza. Dichas ramas deben podarse en forma bastante rígorosa, de otra manera es posible que las púas injertadas no tengan un crecimiento adecuado.

Cuando se hagan injertos de copa en árboles siempreverdes de hoja ancha, como cítricos u olivos, es esencial que se dejen ramas nodrizas. Si se dejan en las partes sur y oeste del árbol, sombrearán las partes injertadas y reducirán las probabilidades de quemaduras por el sol en las ramas expuestas.

Fig. 12-31 Un método inapropiado para injertar árboles en la copa. Este nogal se cortó cerca del suelo y alrededor del tocón se insertaron varias púas por el método de injerto de corteza. Dos de las púas crecieron con éxito, pero el resto falló. La mayor parte del árbol original está muerto, pues la cicatrización de un corte tan grande es casi imposible. Un método mejor para el injerto de reconstrucción o de copa se muestra en las Figs. 12-28 y 12-29.



Una práctica que se recomienda a menudo, en especial en árboles de cierta edad, es injertarlos de copa en un periodo de 2 años, injertando en el primero, quizá dos ramas del lado noroeste del árbol reteniendo dos del suroeste como nodrizas, injertando éstas en el segundo año.

El injerto de copa tiene más éxito cuando se hace en árboles relativamente jóvenes en los cuales las ramas a injertar no tienen más de 7.5 a 10 cm/diámetro y están relativamente cercanas al suelo. Cuando se intenta injertar la copa de árboles grandes y viejos, a veces es necesario llegar a las partes altas del árbol para encontrar ramas de diámetro tan pequeño como 10 cm. Si el injerto se hace en esas ramas, la nueva copa queda demasiado alta para diversas operaciones, como el aclarado y la cosecha. La otra alternativa es cortar las ramas o el tronco principal hasta cerca del suelo e insertar las púas en madera de 30 cm o más de diámetro. Aunque en el tronco se pueden insertar muchas púas entre la corteza y la madera usando el método de injerto de corteza y pueden crecer bien por varios años, es muy probable, como se muestra en la Fig. 12-31, que en el centro del tocón se inicie la pudrición antes que el crecimiento de las púas pueda cubrirlo y cicatrizar sobre él. Además, algunas púas no quedan mecánicamente muy bien sujetas en su lugar y cuando llegan a un tamaño considerable pueden arrancarlas vientos fuertes. Es importante que la rama de la copa que vaya a ser injertada se corte en un sitio en que la región que queda inmediatamente abajo esté lisa y libre de nudos o de pequeñas ramas, de modo que haya un lugar satisfactorio para insertar las púas. Lo mejor es dejar las ramas de unos 20 a 30 cm de largo desde el tronco principal para mantener baja la copa del árbol. Las ramas se deben cortar sólo unas cuantas horas antes que se vayan a injertar.

Preparación para injertar en la copa

1. Haga el trabajo en primavera cuando los árboles están durmientes o poco después que se inicie el crecimiento.

2. Para injertar escoja de 3 a 5 ramas de armazón que no tengan más de 10 cm/diámetro y que estén convenientemente cercanas al suelo.
3. Donde los inviernos sean severos retenga ramas nodrizas en árboles siempreverdes de hoja ancha y en árboles deciduos.
4. Corte las ramas con propiedad de modo que no se desgarre la corteza del tronco.

Haciendo los injertos en un día fresco, nublado, en que no sople viento, se tiene la mayor protección contra el secado de las superficies cortadas del patrón y de la púa hasta que puedan cubrirse con cera para injertos. Debe evitarse injertar en días cálidos, soleados y con viento. Durante el injerto, la madera no se debe secar por exposición al Sol. Se le debe mantener fresca y húmeda en algún recipiente o envuelta en tela de manila húmeda.

Inmediatamente después que se haya injertado un tocón se le debe cubrir prolijamente con cera para injertos. No puede recomendarse lo suficiente la necesidad de cubrir pronta y prolijamente todos los cortes, incluyendo las puntas de las púas. La cera debe meterse en la corteza del patrón, sellando todas las pequeñas grietas o rajaduras por donde pueda penetrar el aire y alrededor de las superficies cortadas en donde se espera que se forme tejido cicatrizante. Las ceras que contienen cera de abeja, atraen a éstas y pueden quitarla, habiendo necesidad de volver a encerar.

CUIDADO POSTERIOR DE ÁRBOLES INJERTADOS DE COPA

Una vez que se ha ejecutado la operación de injertar la copa, queda por hacer mucho trabajo de importancia antes que pueda decirse que se terminó el injerto. Un buen trabajo de injerto puede arruinarse si no se tiene buen cuidado de los árboles.

Si el injerto se ha hecho a fines de primavera cuando el crecimiento es activo, muchas especies, como el nogal, se "desangran" en forma considerable en el tocón injertado, aun cuando se haya cubierto con cera para injertos. Este flujo de savia alrededor de las púas puede ser tan abundante que interfiera con el proceso normal de cicatrización en la unión de injerto. Si aparece este trastorno, a veces puede corregirse haciendo con un cuchillo varios cortes inclinados en la corteza del árbol, varios decímetros abajo de los tocones injertados. El flujo ocurrirá en esos cortes en vez de la unión de injerto. Este intenso flujo de savia no perjudica en particular al árbol y suele detenerse en unos pocos días. El mismo propósito se puede alcanzar haciendo en el tronco del árbol una serie de agujeros distribuidos al azar.

Si se presentan ciertas enfermedades bacterianas, como la agalla de la corona, esta práctica puede diseminar las bacterias. En esos casos es aconsejable sumergir la navaja, sierra o broca en un desinfectante, como hipoclorito de sodio al 10%.

De 3 a 5 días después de injertar se debe hacer una inspección cuidadosa de los árboles y las uniones de injerto, volviendo a aplicar cera si en el encerado previo aparecen grietas o agujeros.

Es esencial prevenir la quemadura por el sol del tronco y de las ramas grandes que se exponen a éste al remover el follaje protector de la copa. Esto es de gran importancia cuando el injerto se hace tarde en la estación, si se espera tiempo caluroso y no se han retenido ramas nodriza protectoras. La energía del Sol absorbida por la corteza de color oscuro puede elevar la temperatura de las células vivientes hasta un punto letal.

Es aconsejable blanquear el tronco, las ramas y las púas de los árboles injertados, disponiéndose para ello de diversas pinturas solubles en agua fría, fabricadas específicamente para este uso. El color blanco refleja una porción considerable de los rayos solares, manteniendo con ello la temperatura del árbol dentro de límites seguros. La pintura blanca para interiores de ca-

sas con base de agua (ya sea de látex o acrílica) disuelta en agua en proporción de 1:1 previene la quemadura por el sol durante una estación. Las pinturas para exteriores dan una protección más larga pero presentan más riesgos de perjudicar al árbol. (15, 27)

A los árboles recién injertados se les debe proporcionar agua en abundancia; de manera que los tejidos se encuentren en un estado elevado de turgencia. Esto es necesario para tener buena producción de callo, la cual es esencial para la cicatrización de la unión de injerto.

Durante el primer verano que siga al injerto de copa, se deben podar las ramas nuevas que salgan debajo de las injertadas a fin de que no interfieran con el crecimiento de las púas. 1 o 2 años después de haber injertado de copa no se debe aplicar fertilización nitrogenada, debido a que de ordinario no se requiere estimular el crecimiento. Las demandas de agua de los árboles injertados serán menores, ya que al remover las copas se efectúa una reducción considerable del área foliar.

En general, en cada tocón se insertan de 2 a 4 púas. Si todas las púas prenden, se les debe conservar el primer año porque ayudan a la cicatrización sobre el tocón. Sin embargo, de modo permanente se debe conservar sólo una rama que proceda de la púa mejor colocada y de crecimiento más vigoroso. El crecimiento de las púas restantes debe retardarse mediante una poda severa, manteniéndolas vivas para que ayuden a cicatrizar la rama, pero dejando que la púa permanente se vuelva dominante. Dejar en un punto dos o más púas como ramas permanentes sin duda da por resultado una horquilla débil que al final se rompe. Por tanto, la mejor práctica en el primer año es dejar todas las púas para que ayuden en la cicatrización del tocón pero retardar su crecimiento, excepto el de la mejor. Este procedimiento se ilustra en la Fig. 12-32. Si de la púa que se va a conservar en forma definitiva salen dos vástagos, debe escogerse el mejor y eliminar el otro. Una vez que haya cicatrizado el tocón, las púas temporales pueden removerse por completo. Esto puede hacerse en el segundo o tercer año.

Fig. 12-32 Problemas que se presentan en el manejo de ramas que han sido injertadas de copa. Izquierda: donde prenden las dos púas una de ellas se recorta bastante, para permitir que la otra se vuelva predominante y no se forme una horqueta débil. Sin embargo, se le retiene por 2 o 3 años para asegurar la cicatrización de la herida de injerto, pero finalmente se remueve. Derecha: cuando en una rama bastante grande sólo prende una púa, se pueden presentar dificultades para que la herida de injerto seque con rapidez. La madera que se encuentra debajo de la púa muerta se debe recortar en un plano inclinado y encerar, para reducir al mínimo la superficie cortada que debe cicatrizar.



Si la púa definitiva crece en forma más bien vigorosa, existe riesgo de que la copa se vuelva demasiado pesada y se rompa con los vientos. Esto puede manejarse en dos formas: retardando el crecimiento de la rama permanente, podándola, o clavando una tira de madera u otro tipo de apoyo en el árbol y amarrando la rama a ese tutor. *Cuando se ate una cuerda alrededor de una rama, siempre déjese una gaza de modo que no haya probabilidades de que se estrangule a medida que crece.*

Si en cada tocón sólo prende una púa, puede ser un problema serio lograr que cicatrice el tocón en el lado opuesto a la púa viviente. Puede ayudarse a la cicatrización cortando el tocón en forma inclinada en sentido opuesto a la púa sobreviviente. Esa superficie cortada puede cubrirse con cera para injertos y así retardar la pudrición de la madera. Una sola púa puede necesitar varios años para cubrir por completo un tocón y es posible que la madera empiece a pudrirse antes que ello se logre.

Cuando en un tocón no prende ninguna púa, todavía hay varias posibilidades de injertarlo de copa. Una de ellas es dejar que justo abajo de la superficie cortada crezcan varios vástagos que se injertan de yema en el verano siguiente. O se puede dejar que crezca el vástago para mantener la rama viva y sana y repetir la operación de injerto al año siguiente haciendo un nuevo corte unos 30 cm abajo del corte original.

Si se han usado ramas nodriza, se les debe recortar con diversos intervalos durante el verano, alejándolos de la púa, de modo que las púas siempre estén por completo expuestas al Sol y tengan espacio suficiente para desarrollarse. Al segundo o tercer año las ramas nodriza deben suprimirse por completo o injertarse.

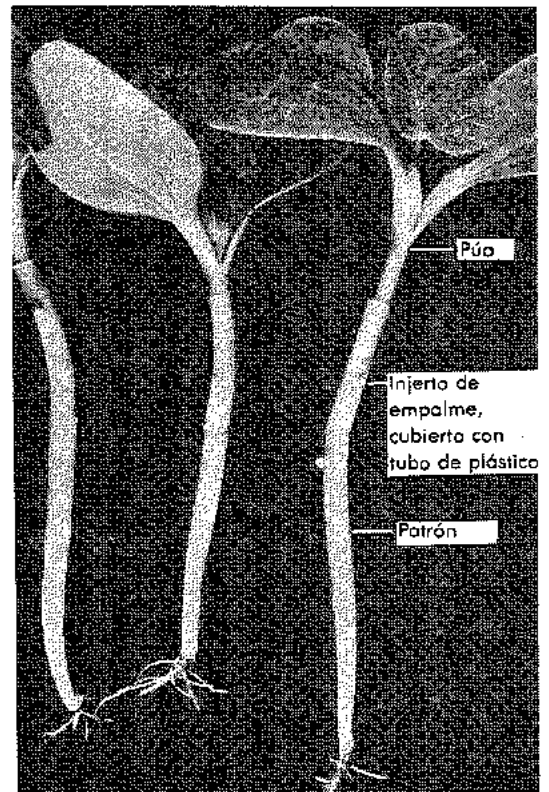
Cuando la copa de un árbol se ha injertado con éxito con una nueva variedad, crecerá con vigor por unos años. Se necesitan seguir buenas prácticas de poda para impedir que se desarrollen ramas mal colocadas. Por lo general, para el tercer año el árbol otra vez estará en producción.

INJERTOS HERBACEOS

Los injertos de plantas herbáceas se usan con diversos propósitos, tales como estudiar la transmisión de virus, la fisiología de los injertos (relaciones patrón-injerto), la compatibilidad de injerto, así como en la propagación comercial en invernadero de ciertas plantas cucurbitáceas, especialmente en Europa. De ordinario, esos injertos se hacen cuando las plantas aún son bastante pequeñas, injertando el patrón poco después de la germinación de la semilla. Ese material en general es muy suave, succulento y susceptible de dañarse. En una de las técnicas (véase la Fig. 12-33) se usa un injerto simple de empalme, haciendo un corte diagonal a través de la plántula patrón justo arriba de los cotiledones. (18) Sobre el extremo cortado del patrón se desliza un pedazo de tubo de polietileno de paredes delgadas, del diámetro apropiado para dar un buen ajuste. El extremo basal de la púa recibe un corte diagonal similar en longitud e inclinación al que se hizo en el patrón. Luego se desliza la púa en el tubo de plástico hasta que las dos superficies cortadas queden en contacto estrecho. El tubo se mantiene en su lugar hasta que ocurre la cicatrización, unos 12 días después del injerto. Si no hay hojas y las yemas no han crecido, se puede sacar el tubo deslizándolo sobre la púa; de otro modo se puede cortar con una hoja de afeitar.

En otro procedimiento (9) usado para injertar patrones herbáceos más viejos, se retienen debajo de la unión de injerto varias hojas. Se usa el injerto de hendedura (pero con una sola púa), y la unión de injerto se amarra con rafia, bandas de caucho para injertos o cinta adhesiva de látex. Para impedir que se seque la planta injertada, se le cubre con una bolsa de polietile-

Fig. 12-33 Injertos de material de plantas jóvenes herbáceas usando un injerto de empalme. En la parte superior del patrón se hace un solo corte inclinado; sobre éste se destiza un pedazo de tubo de plástico transparente para tener un buen ajuste. En la parte inferior de la púa se hace un corte inclinado similar y luego se destiza la púa en el tubo de plástico de modo que las superficies cortadas coincidan. Una vez que ha cicatrizado el injerto, el tubo se corta con una navaja de afeitar.



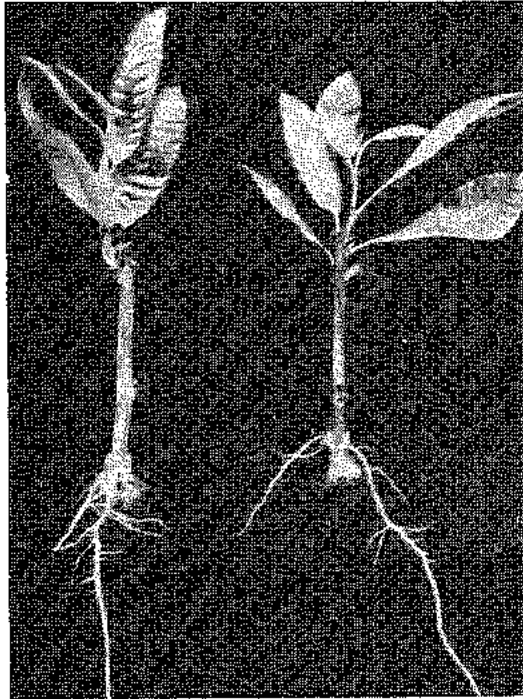
no, se coloca en la sombra hasta que el injerto ha cicatrizado y entonces se le quita la cubierta de plástico.

Un método para establecer vides de *Vitis vinifera* sobre patrones resistentes a la filoxera o a los nematodos es por injerto de "madera verde", el cual se hace en primavera, colocando la púa que se ha tomado de crecimiento nuevo en un brote verde nuevo que se ha desarrollado en la planta patrón. Se emplea un injerto de empalme simple, haciendo cortes inclinados de 2.5 a 4 cm de largo. La púa y el patrón deben ser del mismo diámetro. La púa sólo lleva una yema. Los cortes se hacen coincidir tan bien como sea posible y la unión se cubre por completo, envolviéndola con bandas de caucho para injertos. La unión de injerto debe estar cicatrizada y las yemas en crecimiento dos semanas después de la operación. Como estos injertos son bastante frágiles, se les debe atar a un tutor. (7, 16)

INJERTOS EN SEMILLA NODRIZA

En algunas especies leñosas con semillas grandes, como el castaño, la germinación de la semilla es hipogea (esto es, los cotiledones permanecen debajo de la superficie del suelo y la punta del tallo aparece sobre la superficie). En un procedimiento de injerto usado en especies con semillas de este tipo; apenas germinan éstas se cortan los pecíolos de los cotiledones en forma transversal justo al nivel de la semilla, dejando los cotiledones en el interior. En la semilla, se insertan entre los pecíolos cortados la punta de una navaja para hacer una abertura para la púa. La

Fig. 12-34 Injertos enraizados de castaño, 19 días después de haberse injertado por el método de injerto en raíz nodriza. (21) Cortesía de Connecticut Agricultural Experiment Station.



púa, que se prepara de madera durmiente del crecimiento de la estación previa, se corta en la base formando una cuña, como para un injerto de hendidura. La púa se inserta entre los cotiledones en tal forma que sus superficies cambiales expuestas queden en contacto estrecho con las superficies cortadas de los cotiledones. Los "injertos en semilla" se plantan en el medio de enraice colocando la unión de injerto unos 4 cm abajo de la superficie. Se forma una unión de injerto y de los pecíolos cortados de los cotiledones salen raíces. Este tipo de injerto se hace al comienzo de la primavera, usando semilla debidamente estratificada y púas de madera durmiente. (21, 22, 28, 30) Con este método se han injertado con éxito castaños, aguacates y camelias (ver Fig. 12-34). De hecho, se pueden lograr plantas de camelia injertadas con el cultivar deseado en el mismo lapso que necesitarían las plantas obtenidas por semilla para llegar al tamaño conveniente para ser injertadas por el método de hendidura.

En una modificación del injerto en semilla nodriza (28) que ha dado buenos resultados en la propagación de castaños, pecaneros, nogales y robles, la unión de injerto se hace en el hipocótilo de la plántula en el punto de inserción de los cotiledones (véase la Fig. 12-35). La púa se corta hasta formar una cuña delgada y se inserta en una rajadura hecha en el hipocótilo. Una vez insertada la púa, el injerto se envuelve firmemente con bandas de caucho o con hilo encendido.

INJERTOS EN ESTACAS

En este tipo de injerto, una púa con hojas se injerta en una porción de tallo con hojas sin enraizar (que se va a convertir en el patrón), y la combinación se coloca en un medio de enraice bajo niebla intermitente para que simultáneamente cicatrice la unión de injerto y forme raíces

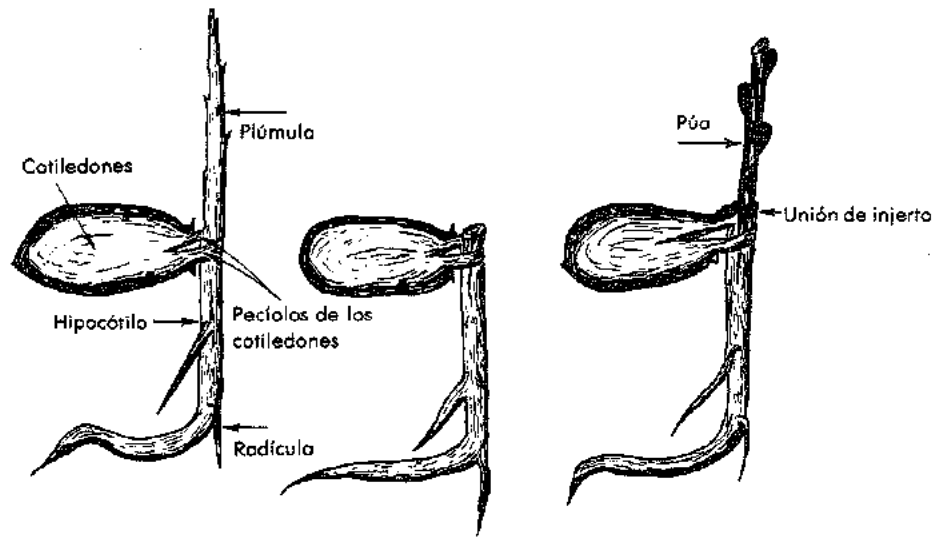


Fig. 12-35 Injerto de semilla-nodriza, modificado. Izquierda: plántula lista para ser injertada. Centro: hipocótilo cortado longitudinalmente, listo para insertar la púa. Derecha: púa insertada; el injerto ahora está listo para estar atado. (28) Reproducido de Moore.

el patrón. Hace muchos años se usó este procedimiento de injerto para estudiar la fisiología de patrón-injerto en los cítricos. (14) En fechas más recientes, se ha usado en la propagación comercial de varios tipos de cítricos sobre patrones clonales achaparrantes (10) también es valioso para propagar ciertas especies de coníferas de enraice difícil (33) y rododendros. (11)

Para cítricos se emplea un injerto sencillo de empalme. Al corte se le da una inclinación de 30° y una extensión de 1.5 a 2 cm, amarrando la unión con una banda de caucho. La base del patrón se sumerge en un material estimulador del enraice, como el ácido indolbutírico, y los injertos se plantan en charolas con medio de enraice, proporcionándoles calor en el fondo y colocándolas bajo niebla o en una caja cerrada. Una vez que la unión ha cicatrizado y que el patrón ha formado raíces, se deja que los injertos se endurezcan suspendiendo la niebla y el calor en el fondo durante unas 2 semanas. En seguida los injertos están listos para sembrarse en latas de 4 L, o en otros recipientes.

MICROINJERTOS

El injerto de plantas diminutas puede hacerse asépticamente empleando las técnicas que se describen en los Caps. 16 y 17, con las cuales los pequeños injertos se hacen crecer en recipientes cerrados hasta que alcanzan el tamaño suficiente para ser transferidos a condiciones abiertas. Los microinjertos se han usado, en su mayor parte, en cítricos, manzano y en algunas especies de *Prunus*, en particular para desarrollar plantas libres de virus, en situaciones en que es posible obtener una punta de rama libre de virus pero no se le logra hacer enraizar. La punta de la rama se injerta asépticamente a una planta procedente de semilla, libre de virus, pudiendo así propagar de este injerto otras plantas "limpias". (20, 29) En el Cap. 16 se describen los procedimientos para el microinjerto.

Otro procedimiento prometedor (36) es la propagación no aséptica de miniárboles de vivero, muy pequeños, injertando en plántulas, minúsculas púas del tamaño de un fósforo. Este procedimiento es en particular útil en los trópicos, en donde en ocasiones deben transportarse plantas de vivero a distancias considerables, a menudo en avión, hasta regiones inaccesibles, resultando mucho más fácil transportar cantidades grandes de esas plantas diminutas que de plantas de vivero de tamaño normal.

BIBLIOGRAFIA

1. Alley, C. J. 1957. Mechanized grape grafting. *Calif. Agr.* 11(6):3, 12.
2. ———. 1970. Can grafting be mechanized? *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 20:244-48.
3. Anonymous. 1968. Pre-cut scions. *Agr. Res.* 17(6):11
4. Beineke, W. F. 1978. Parafilm: A new way to wrap grafts. *HortScience* 13(3):284.
5. Bhar, D. S., R. J. Hilton, and G. C. Ashton. 1966. Effect of time of cutting and storage treatment on growth and vigor of scions of *Malus pumila* cv. McIntosh. *Can. Jour. Plant Sci.* 46:69-72.
6. Brase, K. D. 1951. The nurse-root graft, an aid in rootstock research. *Farm Res.* 17(1):16.
7. Carlson, V. 1963. How to green graft grapes. *Calif. Agr. Ext. Publ. AXT.* 115.
8. Cummins, J. N. 1973. Systems for producing multiple-stock fruit trees in the nursery. *Plant Prop.* 19(4):7-9.
9. Denna, D. W. 1962. A simple grafting technique for cucurbits. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 81:369-70.
10. Dillon, D. 1967. Simultaneous grafting and rooting of citrus under mist. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 17:114-17.
11. Eichelser, J. 1967. Simultaneous grafting and rooting techniques as applied to rhododendrons. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 17:112.
12. Fisher, E. 1977. The pre-budded interstem: A new technique. *Fruit Var. Jour.* 31(1):14-15.
13. Garner, R. J. 1940. Studies in nursery technique: The production of double worked pear trees. *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1939*, pp. 84-86.
14. Halma, F. F., and E. R. Eggers. 1936. Propagating citrus by twig-grafting. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 34:289-90.
15. Hansen, C. J., and H. T. Hartmann. 1951. Influence of various treatments given to walnut grafts on the percentage of scions growing. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 57:193-97.
16. Harmon, F. N., and E. Snyder. 1948. Some factors affecting the success of greenwood grafting of grapes. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 52:294-98.
17. Hearman, J., A. B. Beakbane, R. G. Hatton, and W. A. Roach. 1936. The reinvigoration of apple trees by the inarching of vigorous rootstocks. *Jour. Pom. and Hort. Sci.* 14:376-90.
18. Holt, J. 1958. A simple way of grafting herbaceous plants. *Gard. Chron.* 143:332.
19. Howard, G. S., and A. C. Hildreth. 1963. Introduction of callus tissue on apple grafts prior to field planting and its growth effects. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 82:11-15.
20. Huang, S., and D. F. Millikan. 1980. *In vitro* micrografting of apple shoot tips. *HortScience* 15(6):741-43.

21. Jaynes, R. A. 1965. Nurse seed grafts of chestnut species and hybrids. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 86:178-82.
22. Jaynes, R. A., and G. A. Messner. 1967. Four years of nut grafting chestnut. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 17:305-11.
23. Jones, F. D. 1950. Hormone on root graft. *Amer. Nurs.* 72(11):6-7.
24. Kerr, W. L. 1936. A simple method of obtaining fruit trees on their own roots. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 33:355-57.
25. Lagerstedt, H. B. 1981. The hot callusing pipe, a grafting aid. *Ann. Rpt. Northern Nut Growers Assn.* 72:27-33.
26. Lincoln, F. B. 1938. Layering of root grafts—a ready method for obtaining self-rooted apple trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 35:419-22.
27. Micke, W. C., J. A. Beutel, and J. A. Yeager. 1966. Water base paints for sunburn protection of young fruit trees. *Calif. Agr.* 20(7):7.
28. Moore, J. C. 1963. Propagation of chestnuts and camellias by nurse seed grafts. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 13:141-43.
29. Navarro, L., C. N. Roistacher, and T. Murashige. 1975. Improvement of shoot tip grafting *in vitro* for virus-free citrus. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 100:471-79.
30. Park, Kyo S. 1968. Studies on juvenile tissue grafting of some special use trees, II. *Korean Jour. Bot.* 11(3): 88-97.
31. Shippy, W. B. 1930. Influence of environment on the callusing of apple cuttings and grafts. *Amer. Jour. Bot.* 17:290-327.
32. Sitton, B. G., and E. P. Akin. 1940. Grafting wax melter. *USDA Leaflet* 202.
33. Teuscher, H. 1962. Speeding production of hard-to-root conifers. *Amer. Nurs.* 116(7):16.
34. Thompson, L.A., and C. O. Hesse. 1950. Some factors which may affect the choice of grafting compounds for top-working trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 56:213-16.
35. Upshall, W. H. 1946. The stub graft as a supplement to budding in nursery practice. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 47:187-89.
36. Verhey, E. W. M. 1982. Minute nursery trees, a breakthrough for the tropics? *Chronica Hort.* 22(1):1-2.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- BALTET, C. 1910. *The art of grafting and budding* (6th ed.). London: Crosby, Lockwood.
- BANTA, E. S. 1967. *Fruit tree propagation*. Ohio Agr. Ext. Bul. 481.
- CHANDLER, W. H. 1957. Chapter 13 in *Deciduous orchards* (3rd. ed). Philadelphia: Lea & Febiger.
- . 1958. *Evergreen orchards* (2nd ed.). Philadelphia: Lea & Febiger.
- GARNER, R. J. 1979. *The grafter's handbook* (4th ed.). New York: Oxford Univ. Press.
- HARTMANN, H. T., and J. A. BEUTEL. 1979. *Propagation of temperate zone fruit plants*. Calif. Agr. Exp. Sta. Leaflet 21103.
- INTERNATIONAL PLANT PROPAGATORS' SOCIETY. Proceedings of annual meetings.
- MINISTRY OF AGRICULTURE, FISHERIES, AND FOOD. 1965. *Grafting fruit trees*. London: Advisory Leaflet 326.

SNYDER, J. C., and R. D. BARTRAM. 1965. *Grafting fruit trees*. Pacific Northwest Ext. Publ. (Idaho, Oregon, and Washington).

SPANGELO, L. P. S., R. WATKINS, and E. J. DAVIES. 1968. *Fruit tree propagation*. Ottawa: Can. Dept. Agr. Publ. 1289.

WAY, R. D., F. G. DENNIS, and R. M. GILMER. 1967. *Propagating fruit trees in New York*. N.Y. Agr. Exp. Sta. Bul. 817.

13

Técnicas para el Injerto de Yema

En contraste con los injertos tratados en el capítulo anterior, en que la púa consiste en un pequeño trozo separado de tejido de tallo con varias yemas, en el injerto de yema se utiliza sólo una y una pequeña sección de corteza, con o sin madera. El proceso fisiológico que interviene en este tipo de injerto es el mismo que en los tratados en el Cap. 12.

Los métodos de injerto de yema, comúnmente usados, dependen de que la corteza "resbale" o se desprenda. Con ello se quiere indicar la condición en que la corteza se separe con facilidad de la madera. Esto indica el periodo del año en que la planta está en crecimiento activo y en que las células del cámbium están suaves, succulentas, en división activa y, por lo mismo, se desgarran fácilmente cuando se levanta la corteza de la madera. Este periodo que empieza con el crecimiento nuevo en primavera, debe durar hasta que las plantas dejan de crecer en el otoño. Sin embargo, condiciones adversas de desarrollo, tales como falta de agua, insectos o problemas de enfermedad, defoliación o temperaturas bajas, pueden conducir a que la madera se apriete e interferir seriamente con las operaciones de injerto de yema. Una consideración importante en este método de injerto es el tener las plantas en la condición adecuada. De los métodos comúnmente usados que aquí se describen, solamente uno, el de injerto de astilla, se puede ejecutar cuando la corteza no resbala.

El injerto de yema, sobre todo el de T, puede ejecutarse más rápidamente que el más simple de los otros métodos. Por el método de injerto de yema en T, un operario puede hacer de 2000 a 3000 injertos de rosal por día, si el amarre lo hacen los ayudantes. Si se ejecuta en las condiciones apropiadas el porcentaje de prendimientos de los injertos en T es muy elevado, en el rango de 90 a 100 %. El injerto de yema se usa ampliamente para producir material de vivero de cultivares denominados de rosas y árboles frutales, de los cuales se propagan cada año cientos de miles de plantas individuales. Así pues, en operaciones de propagación en las que se maneja un gran número de plantas y en las que la rapidez y la baja mortalidad son esenciales, casi siempre se prefiere injertar de yema sobre patrones seleccionados.

Por lo general, la práctica del injerto de yema se confina a las plantas jóvenes o las ramas, más delgadas de plantas grandes en las que las yemas puedan insertarse a ramas que tienen de 0.5 a 2.5 cm/diá. El sobreinjerto de árboles jóvenes por medio de yemas tiene bastante éxito. En este caso las yemas se insertan en ramas pequeñas de desarrollo vigoroso situadas en la parte superior del árbol.

El injerto de yema puede producir una unión más fuerte, especialmente durante los primeros años, que la lograda con injertos de otro tipo; de modo que es menos probable que las ramas sean arrancadas por vientos fuertes. Con el injerto de yema se hace un uso más económico de la madera de púas que en los otros tipos de injerto, ya que cada yema es potencialmente capaz de producir una nueva planta de la variedad deseada. Esto puede ser de mucha importancia cuando la madera de propagación es escasa. Además, las técnicas del injerto de yema son bastante sencillas y puede fácilmente ejecutarlas el aficionado.

PATRONES PARA EL INJERTO DE YEMA

En el vivero, para propagar mediante injerto de yema las diversas especies frutales y ornamentales, se usa una planta patrón; la cual deberá tener las características deseadas de vigor, hábito de crecimiento y resistencia a las enfermedades y ser de fácil propagación. Estas plantas patrones pueden ser una estaca enraizada, un acodo enraizado o, más comúnmente, una planta procedente de semilla (véase Cap. 11). Generalmente, un año de desarrollo previo en los surcos del vivero es tiempo suficiente para producir una planta patrón de tamaño adecuado para injertarla de yema, pero las plántulas de especies de crecimiento lento a veces necesitan dos estaciones.

Para producir árboles de vivero, libres de agentes patógenos dañinos (virus, hongo o bacterias), es esencial que la planta patrón así como la madera de yema esté libre de esos organismos.

EPOCA PARA EL INJERTO DE YEMA: OTOÑO, PRIMAVERA O JUNIO

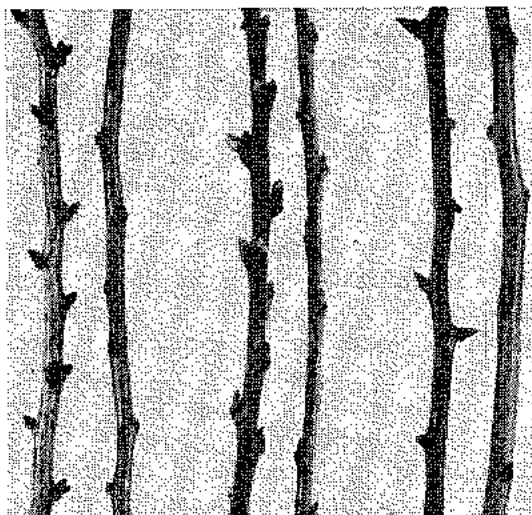
La mayoría de los métodos para injertar de yema se practican en las estaciones del año en que la planta patrón se encuentra en crecimiento activo y en que las células cambiales están en división activa, de modo que la corteza se separe fácilmente de la madera. También es necesario que al mismo tiempo estén disponibles yemas bien desarrolladas de la variedad deseada. En la mayoría de las especies de plantas estas condiciones se encuentran en tres diferentes épocas del año. En el Hemisferio Norte, estos periodos son de fin de julio al principio de septiembre (injertos de otoño), marzo-abril (injertos de primavera) y de fines de mayo a principios de junio (injerto de junio). Los periodos correspondientes en el Hemisferio Sur serían: de fines de enero a principios de marzo (*injertos de otoño*), septiembre-octubre (*injertos de primavera*) y de fines de noviembre a comienzos de diciembre (*injertos de "junio"*).

Injertos de otoño

La época más importante para injertar de yema árboles frutales de vivero es a fines de verano e inicios del otoño. La mayor parte de los injertos de yema se hacen a fines del verano. Para esta época, las plantas patrones, por lo general, están lo suficientemente grandes como para acomodar la yema y las plantas están todavía en crecimiento activo, desprendiéndose la corteza con facilidad. Una vez que cesa el crecimiento y la corteza se adhiere firmemente a la madera, ya no es posible practicar los injertos en T o de parche.

En el injerto de otoño, las ramas con yemas, que se toman de los brotes de la estación, se obtienen en o cerca del momento de injertar. Deben ser vigorosas y contener yemas vegetativas, o

Fig. 13-1 En el injerto de yema es importante que se usen yemas vegetativas y no yemas florales. Las yemas vegetativas, de ordinario, son pequeñas y puntiagudas mientras que las florales son más grandes y gordas. Las diferencias entre ambas se ilustran aquí. *Izquierda:* almendra. La rama de la izquierda tiene principalmente yemas florales y no se debe seleccionar para injertar de yema. La rama de la derecha tiene yemas más apropiadas. *Centro:* durazno. La rama de la derecha tiene yemas vegetativas excelentes, mientras que las de la rama a la izquierda son en su mayor parte yemas florales. *Derecha:* peral. Todas las yemas de la rama de la izquierda son yemas florales. Las yemas de la rama de la derecha son buenas yemas vegetativas, apropiadas para el injerto de yema.



de hojas sanas (Fig. 13-1). No deben escogerse ramas cuyas yemas se hayan roto. Las ramas cortas, de crecimiento lento de la porción exterior del árbol deben evitarse porque contienen, principalmente yemas florales en vez de yemas vegetativas. Las yemas florales de ordinario son redondas y gordas, mientras que las yemas vegetativas son más pequeñas y puntiagudas. Algunas especies tienen yemas mixtas, conteniendo el nudo tanto yemas vegetativas como florales. Estas son satisfactorias para injertar de yema.

Se deben hacer todos los esfuerzos posibles para asegurarse que los árboles de donde se obtienen las varetas con yemas están libres de enfermedades bacterianas, fungosas o víricas. *Usando varetas infectadas existe la posibilidad de que cada árbol del vivero sea infectado con la enfermedad.*

A medida que se van seleccionando las ramas con yemas, se les debe remover las hojas inmediatamente, dejándoles pegado a la yema sólo un pequeño pedazo del pecíolo o cabo de la hoja, que ayudará después para manejar la yema. Las ramas se deben cuidar para evitar que sequen, envolviéndolas en algún material como manila húmedo, y conservándolas en un lugar sombreado y fresco hasta que se necesiten. Las ramas con yema para injertar deben usarse con prontitud después de cortadas, aunque es posible almacenarlas por un corto tiempo si se las mantiene frescas y húmedas. Cuando se hace una cantidad considerable de injertos de yema, lo mejor, de ser posible, es recolectar las ramas con yemas a medida que se van usando, cortando cada vez las necesarias para las operaciones del día.

En la rama, las mejores yemas para injertar son generalmente aquellas de las porciones basal y media. Las yemas de la porción terminal succulenta deben descartarse. En ciertas especies, como en el cerezo dulce, las yemas de la porción basal de las ramas son yemas florales, las que desde luego no deberán usarse.

En el injerto de otoño, una vez que se han insertado las yemas que no queda nada por hacer hasta la primavera próxima. *Aunque el patrón tendrá que ser, en su oportunidad, cortado encima de la yema, en ningún caso se debe hacer esto inmediatamente después de que se ha insertado la yema.* El prendimiento de la yema al patrón se facilita mucho por el movimiento

normal del agua y nutrientes en ambos sentidos en el tallo del patrón. Desde luego que este movimiento normal se interrumpe si la copa del patrón es cortada arriba de la yema injertada.

Dependiendo de las condiciones de desarrollo, en un injerto bien ejecutado, la yema debe haberse unido al patrón en un plazo de 2 a 3 semanas. Si el pecíolo se desprende con limpieza de la proximidad de la yema, es una buena indicación de que la yema ha pegado, especialmente si el pedazo de corteza permanece de su color normal, café claro o verde y la yema permanece gorda o llena. Por otra parte, si el pecíolo no se desprende con limpieza, sino que se adhiere fuertemente y principia a chuparse y a oscurecerse, al mismo tiempo que el pedazo de corteza se ennegrece, es probable que la operación de injerto haya fallado. Si la corteza del patrón aún se desprende con facilidad y todavía se puede disponer de yemas para injertar, puede haber tiempo para que se repita el injerto.

En la mayoría de las especies deciduas, aunque la unión del injerto haya cicatrizado, la yema injertada no crecerá o "empujará" en el otoño, ya que se encuentra en el periodo de descanso fisiológico. Permanece como está hasta la primavera, en cuya época las bajas temperaturas invernales habrán hecho superar la influencia del reposo y la yema se encuentra lista para desarrollarse. En esto hay algunas excepciones; por ejemplo, en el injerto de otoño de arces, rosales, acacia triacanta y otras plantas, algunas de las yemas pueden principiar a crecer en el otoño. En las áreas nórdicas, si estas yemas forzadas en el otoño no inician su desarrollo con prontitud suficiente para que los brotes maduren antes de que principie el tiempo frío, es muy probable que mueran por las heladas.

En primavera, precisamente antes de que se inicie el nuevo crecimiento, se corta el patrón justo encima de la yema. Es conveniente hacer un corte inclinado en sentido opuesto a la yema. Aunque este corte puede encerrarse, generalmente no es necesario, a menos que el patrón sea grueso. Cortando el patrón se fuerza el crecimiento de la vena insertada. En los injertos de yema de cítricos, es una práctica frecuente el cortar sólo parcialmente el patrón arriba de la yema y doblarlo o encorvarlo en sentido opuesto a la yema (véase Fig. 18-1). Las hojas del patrón proporcionan aún algunos nutrimentos a las raíces, pero el corte parcial fuerza a la yema a desarrollarse. Una vez que el nuevo brote de la yema se ha establecido bien, se remueve por completo la parte superior del patrón.

En las regiones nórdicas, más frías, durante el verano algunas veces a las yemas insertadas en el otoño se les cubre con tierra hasta que ha pasado el peligro de heladas, descubriéndolas luego y cortando el patrón ya bien entrada la primavera.

Cuando se presentan vientos fuertes y en especies en que los nuevos brotes crecen vigorosamente, puede ser necesario tener que proporcionar soporte a los nuevos brotes en desarrollo. A veces se sigue la práctica de cortar el patrón algunos centímetros más arriba de la yema, usando el tocón que queda como soporte para atar el brote nuevo y tierno que sale de la yema. Una vez que el nuevo brote se ha establecido bien, se remueve este tocón. En otro procedimiento, se clavan cerca del patrón estacas a las que se amarra el nuevo brote a medida que va creciendo.

Al cortar el patrón para forzar el desarrollo de la yema injertada, también fuerza el desarrollo de muchas de las yemas latentes en el patrón. Estas yemas deben suprimirse tan pronto como aparecen o pronto ahogarán a la yema insertada, cuyo desarrollo se desea. Puede hacerse necesario repasar varias veces las plantas injertadas antes de que dejen de aparecer estos brotes en el patrón. Los viveristas llaman a esta operación "desahijar".

Como se muestra en la Fig. 13-2, el brote que sale de la yema injertada se convierte en la parte superior de la planta. Después de una estación de desarrollo en el vivero, en condiciones favorables de suelo, agua y nutrientes, temperaturas y de control de insectos y enfermedades, este brote se habrá desarrollado lo suficiente como para permitir que durante el siguiente periodo de reposo la planta se saque y cambie a su sitio definitivo. Dicho árbol tendrá una copa

Fig. 13-2 Hilera de árboles en vivero, injertados en otoño, alrededor de un año después de haberlos injertado de yema. Las yemas insertadas han crecido durante la primavera y el verano. Los patrones (raíces) han crecido por dos temporadas. Las copas de los patrones se cortaron arriba de la yema insertada en la primavera siguiente a la ejecución del injerto.



de 1 año de edad y una raíz de 2 o tal vez de 3 años, pero todavía se les considera como "árbol de un año". Si la copa no ha alcanzado suficiente desarrollo el primer año, se le puede dejar en el vivero otro año y entonces se le considera como árbol de 2 años de edad. Los árboles anormales, de crecimiento lento deberán descartarse.

Injertos de primavera

Este método es similar al injerto de otoño, excepto que el trabajo se lleva a cabo en la primavera siguiente, tan pronto como principia el crecimiento activo del patrón y la corteza se separa fácilmente de la madera. El periodo para injertar con éxito en primavera es limitado y el trabajo se debe hacer antes que los patrones hayan tenido mucho crecimiento nuevo.

Las ramas con yemas se escogen del mismo tipo de brotes, con respecto a vigor de desarrollo y tipo de yemas, (Fig. 13-1), que las que se usarían para el injerto de otoño, con la excepción de que se recolectan en la estación de reposo, el invierno que sigue. Desde luego que para esa época, ya se habrán caído las hojas y las yemas habrán pasado por suficiente enfriamiento como para poder superar su periodo de reposo. Es muy importante que la madera con yemas se recolecte cuando están aún durmientes, antes de que haya cualquier indicio de hinchamiento de las yemas. Como cuando se va a practicar el injerto de primavera se requiere que las yemas que se van a insertar estén durmientes, que los patrones estén en desarrollo activo, para este tipo de injerto se hace necesario recolectar las ramas con yemas con alguna anticipación a la fecha de hacer la operación y almacenarlas a temperaturas (de 0 a 4 °C) que mantengan latentes a las yemas. Se deberán hacer haces con las ramas con yemas y envolverlas con musgo turboso húmedo o algún otro material similar para impedir que se sequen.

En el injerto de primavera, la operación deberá practicarse tan pronto como la corteza de los patrones se desprenda con facilidad. Luego, alrededor de 2 semanas después del injerto, cuando las uniones hayan ya cicatrizado, se deberá cortar la copa del patrón arriba de la yema injertada para forzar a ésta a entrar en crecimiento activo; al mismo tiempo, las yemas latentes

del patrón empiezan a desarrollarse y deberán removerse. A veces es útil permitir que esas ramas del patrón se desarrollen en cierto grado para evitar las quemaduras por el Sol y ayudar a nutrir a la planta. Sin embargo, se deberán mantener bajo control y finalmente removerlas.

Aunque el nuevo brote de la yema injertada inicia su desarrollo más tarde que en el injerto de otoño, si las condiciones de desarrollo le son favorables, las yemas injertadas en primavera generalmente se desarrollan con la suficiente rapidez como para tener en el otoño una copa satisfactoria. Sin embargo, por varias razones se debe preferir el injerto de otoño: las temperaturas más elevadas de esa época promueven una cicatrización más segura de la unión, la temporada para injertar es más larga, no hay necesidad de almacenar las ramas con yemas, las yemas insertadas comienzan más temprano su desarrollo en primavera y para el viverista las exigencias de otros trabajos no son tan grandes al fin del verano como lo son en primavera. El injerto de primavera se usa algunas veces para patrones en los que no prendieron los injertos en el otoño.

Injertos de junio

El injerto de junio se usa para tener una sola estación de crecimiento: árboles injertados de "un año" de edad. Su principal característica es que el injerto se hace a principios de la estación de desarrollo y que se fuerza a la yema injertada a crecer inmediatamente en la misma estación. Como método de propagación de vivero, en los EUA el injerto de junio se encuentra confinado a los estados sureños y a California, donde la estación libre de heladas es relativamente larga. En la propagación de árboles frutales, el injerto de junio se usa principalmente para producir frutales de hueso, tales como duraznos, nectarinas, albaricoqueros, almendros y ciruelos, los cuales pueden ser injertados de yema usando, por lo general, como patrón, plántulas de durazneros, pero también se pueden utilizar plántulas de almendro o estacas de madera dura de ciruelo. Por lo general, se utiliza el método de injerto en T. Sembrando las semillas en el otoño, o en primavera, tan pronto como sea posible, semillas estratificadas, es posible que las plantas alcancen tamaño suficiente (30 cm de altura, y unos 3 mm/día) como para injertarse a fines de mayo o a principios de junio (en el Hemisferio Norte). De preferencia, el injerto de junio no debe hacerse mucho después de mediados de junio o no se logrará un árbol de vivero de tamaño satisfactorio para el otoño. Los árboles injertados de yema en junio, al final de la estación de crecimiento no son tan grandes como aquellos propagados por injerto de yema de otoño o primavera, pero son de tamaño suficiente (alrededor de 10 a 16 mm/día y de 90 a 150 cm de altura) para producir árboles enteramente satisfactorios. (9)

Las yemas usadas en el injerto de junio son del crecimiento de la estación, esto es, de ramas nuevas que se han desarrollado a partir de la iniciación del crecimiento en primavera. Para fines de mayo o principios de junio estas ramas habrán crecido lo suficiente como para tener en la axila de cada hoja una yema bien desarrollada. Para esa época estas yemas no habrán todavía entrado en reposo, así que cuando se usan para injerto continúan su desarrollo durante el verano produciendo la copa de la plántula injertada.

Después del injerto, el manejo de los árboles injertados en junio es algo más exigente y delicado que el de los árboles injertados en otoño o primavera. Los patrones son más pequeños y tienen menos reserva alimenticia que aquellos que se usan para el injerto de otoño o de primavera. El objetivo que se persigue con los siguientes procedimientos (mostrados en la Fig. 13-3) es conservar al patrón (y después a la planta injertada), en crecimiento continuo y activo, a modo de no permitir detención en un desarrollo, mientras que al mismo tiempo se transforma el tallo de plántula en una copa injertada. La yema se debe insertar lo suficientemente arriba del tallo (unos 12 a 15 cm) a modo de poder retener cuando menos tres o cuatro hojas debajo de la

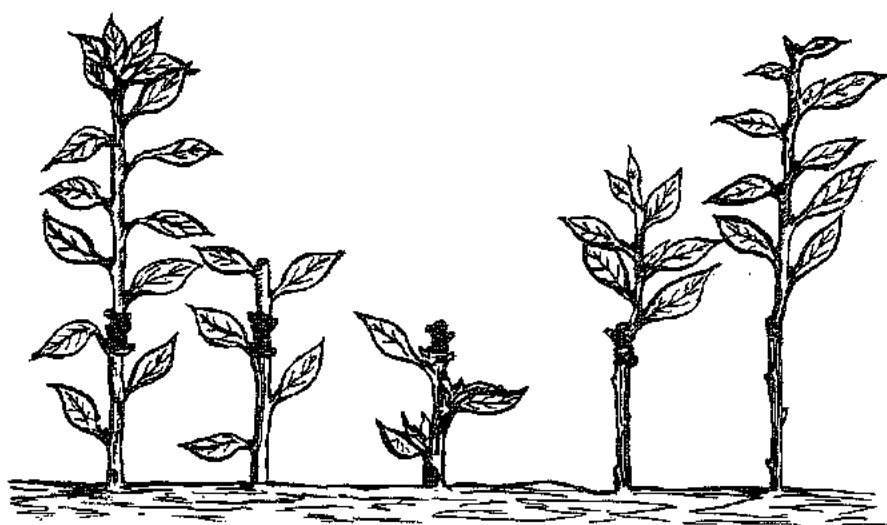


Fig. 13-3 En el injerto de junio es importante que el patrón se corte arriba de la yema injerta en forma adecuada. *Extremo izquierdo:* la yema se ha insertado en el patrón a suficiente altura de modo que quedan varias hojas debajo de la yema. *Izquierda, centro:* 3 o 4 días después de hacer el injerto, se corta el patrón parcialmente, unos 9 cm arriba de la yema. *Centro:* 10 a 2 semanas después de haber injertado la yema, se corta el patrón justo arriba de ella. *Derecha, centro:* esto fuerza el crecimiento tanto de la yema insertada como de otras yemas del patrón, con las cuales después se deben remover. *Extremo derecha:* aspecto del árbol injertado después de que la nueva rama ha alcanzado un desarrollo considerable.

yema insertada. Se debe usar el método de injerto en T, "sin madera". En esa época del año la cicatrización de la yema insertada deberá ser muy rápida, ya que las temperaturas son relativamente elevadas y se usan plantas exuberantes en rápido desarrollo. Unos 4 días después de haber injertado se corta el patrón unos 9 cm arriba del injerto, dejando cuando menos una hoja arriba de la yema insertada y varias debajo de ella. Esta operación detendrá el crecimiento terminal y estimulará el desarrollo de ramas de las yemas basales del patrón que producirán un área foliar adicional. Esta área foliar continua es necesaria para que siempre haya suficientes hojas que sigan elaborando alimentos para la planta joven. De 10 a 15 días después del injerto, se puede cortar el patrón encima de la yema, la cual deberá comenzar a crecer. Si las bandas de caucho no se han roto, se deben cortar en esa época. Otras ramas que salgan del patrón deberán despuntarse para retardar su crecimiento. Una vez que la yema insertada crece y desarrolla un área foliar de consideración, puede proporcionar a la planta los nutrientes necesarios. Para cuando el brote de la yema insertada ha alcanzado unos 25 cm de altura, debe tener hojas suficientes para poder suprimir todas las otras ramas y hojas. Se deben hacer inspecciones posteriores para remover cualquier brote que salga del patrón abajo de la yema injertada.

En la Fig. 13-4 se comparan los pasos para los injertos de otoño, primavera y junio.

MÉTODOS PARA INJERTAR DE YEMA

Injerto en T o injerto de escudete

Este método se conoce por ambos nombres. El nombre de injerto en T le viene de la apariencia de T que presenta el corte que se hace en el patrón mientras que el nombre de injerto de "es-

escudete" se deriva de la semejanza de escudo que tiene la yema cuando está lista para insertarse en el patrón.

El método T es, con mucho, el más común de los métodos de injerto de yema y lo usan extensamente los viveristas para la propagación de material de vivero de la mayoría de las especies de árboles frutales, de rosales y de muchos arbustos ornamentales. Su uso está limitado, generalmente, a patrones que tienen de 0.5 a 2.5 cm/diá, con corteza que se separe fácilmente de la madera. Si la corteza está tan adherida a la madera que se tenga que forzar para separarlas, las probabilidades de que prenda el injerto de yema son más bien escasas. La operación se deberá retardar hasta que la corteza se desprenda con facilidad.

La yema se inserta en el patrón, en corteza de superficie lisa, de unos 5 a 25 cm arriba del nivel del suelo. Hay diversas opiniones sobre cuál es el lado apropiado del patrón para insertar la yema. Si es probable que se presenten condiciones climatológicas extremosas durante el período crítico de cicatrización que sigue de inmediato al injerto, puede ser conveniente colocar la yema en el lado del patrón en que reciba toda la protección posible. Algunos creen que si la yema se coloca en dirección de los vientos dominantes hay menos probabilidades de que el brote tierno se rompa. De otro modo, probablemente no tenga mucha significación el lugar donde se coloque la yema, siendo la conveniencia del operador y la localización de la corteza más lisa los factores determinantes. Cuando se injertan surcos de patrones plantados muy juntos es más conveniente tener todas las yemas en el mismo lado para las inspecciones y manipulaciones posteriores.

Los cortes que se hacen en la planta patrón se ilustran en la Fig. 13-5. Hay varias modificaciones de esta técnica; la mayor parte de los injertadores prefieren hacer primero el corte vertical y en seguida el corte horizontal encima de la T. Al hacer el corte horizontal se da una vuelta a la navaja a modo de dejar abiertos los labios de la corteza para insertar la yema. Es importante no hacer los cortes vertical y horizontal más largos de lo necesario, pues de hacerlo se requerirá una atadura mayor para cerrar los cortes.

Una vez que se han hecho los cortes adecuados en el patrón y la incisión está lista para recibir el injerto, el escudete se retira de la rama con yemas.

Para remover el escudete de corteza con la yema, se hace un corte para sacar una rebanada empezando en un punto del tallo alrededor de 13 mm abajo de la yema y siguiendo debajo de ésta hasta unos 2.5 cm arriba de la misma. El escudete deberá ser lo más delgado posible, pero debe ser lo suficientemente grueso como para que tenga cierta rigidez. Luego se hace un segundo corte horizontal de 1.5 a 2 cm arriba de la yema, permitiendo así la remoción del escudete.

Hay dos métodos para preparar el escudete: "con madera" y "sin madera". Esto se refiere a la pequeña astilla de madera justo debajo del escudete y que quedará adherida si el segundo corte se hace profundo y pasa la corteza y la madera para unirse al primer corte. Algunos injertadores profesionales creen que es mejor remover la astilla de madera, pero otros la retienen. Sin embargo, al injertar de yema algunas especies como arce y nogal, se tienen mejores resultados con yemas "desmaderadas". Si desea preparar el escudete sin madera, el segundo corte se debe hacer sólo a la profundidad suficiente para que pase la corteza y no la madera. Luego, si la corteza se resbala con facilidad, el escudete de corteza se puede separar de la madera (que todavía queda pegada al ramo), presionándolo hacia el ramo y empujándolo hacia un lado. Queda presente un pequeño núcleo de madera que comprende los tejidos vasculares que provisionarán la yema y éstos deben quedar con la yema más bien que adheridos a la madera y dejando un hueco en la yema. Si la yema se jala hacia afuera en lugar de empujarse hacia un lado, este núcleo generalmente se desprende de la yema, eliminando las posibilidades de que pegue el injerto. En el injerto de junio, de árboles frutales, el escudete se prepara, por lo general, sin

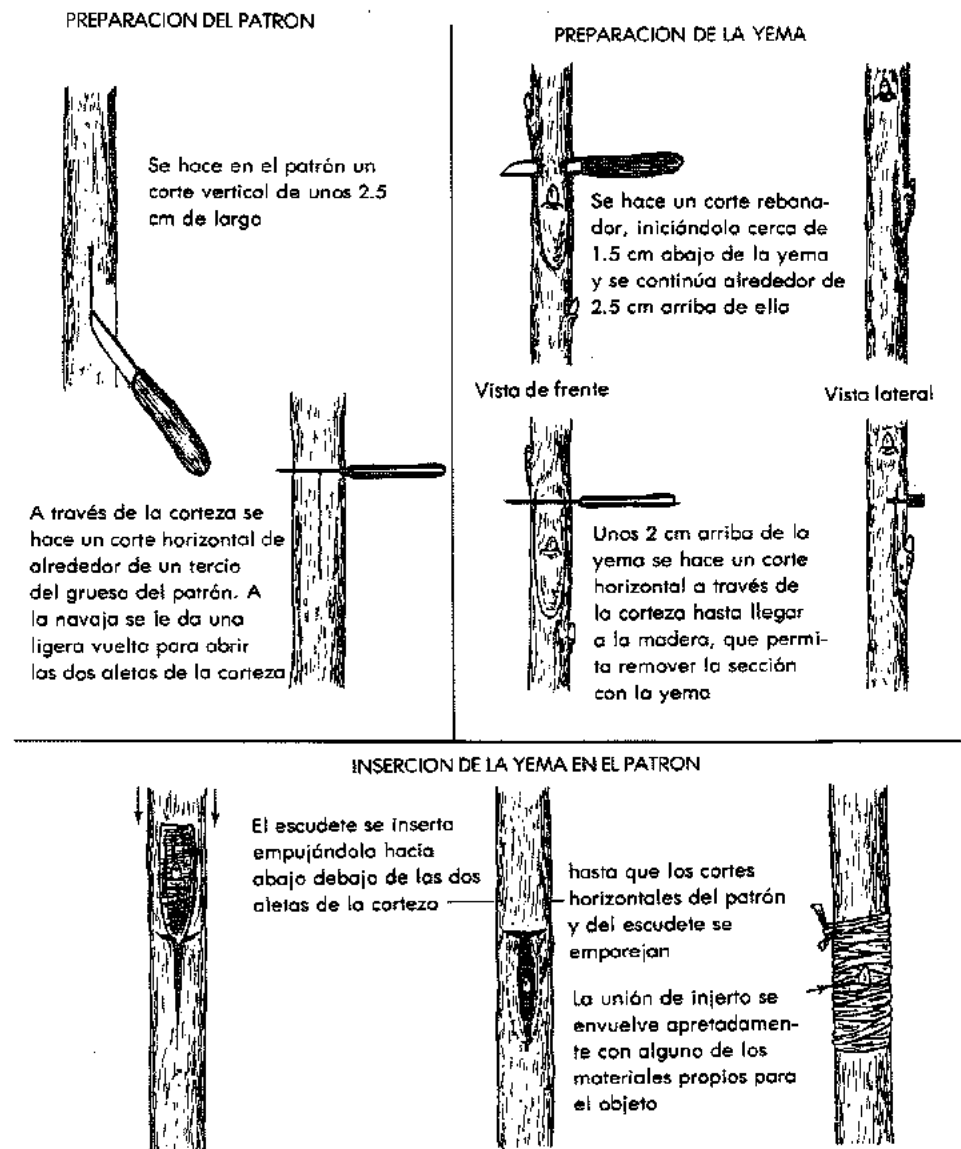


Fig. 13-5. Pasos para ejecutar el injerto de yema en T (de escudete). El proceso descrito tienen diversas variantes.

madera. Sin embargo, en la mayoría de los casos se le deja la madera. En el injerto de primavera, en que se usan ramas de yemas latentes, esta astilla de madera está firmemente adherida a la corteza y no puede ser removida.

El paso siguiente es la inserción del escudete con la yema en la incisión hecha en el patrón. El escudete se empuja debajo de los dos labios levantados de la corteza hasta que el corte horizontal superior coincide con el mismo corte del patrón. El escudete debe ajustarse apretadamente en su lugar y quedar bien cubierto por los dos labios de corteza, pero con la yema misma expuesta. (Véase Fig. 11-11).

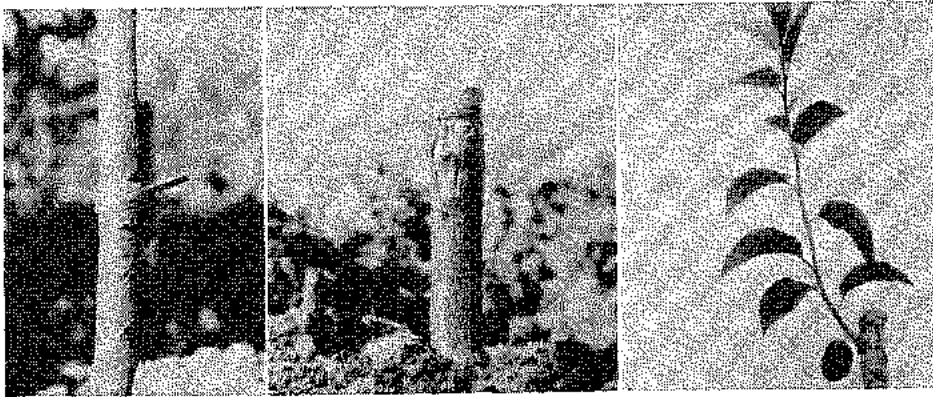


Fig. 13-6 Etapas del desarrollo de un injerto de yema en *T.* *Izquierda:* la yema, una vez insertada y envuelta. *Centro:* la yema ha cicatrizado en su sitio, la cinta de caucho para injertos se ha caído y el patrón se ha cortado arriba de la yema. *Derecha:* de la yema insertada está creciendo una rama. Se han suprimido todas las yemas que salieron en el patrón.

No es necesario encerar, pero la unión de la yema se debe envolver, empleando materiales como cinta, caucho para injertos o raffia, para mantener los dos componentes del injerto en estrecho contacto hasta que se complete la cicatrización. Para esta operación se emplean muchas tiras de caucho fabricadas especialmente para este uso (Fig. 13-6). Su elasticidad proporciona suficiente presión para mantener la yema bien asegurada en su lugar. El caucho, al quedar expuesto al aire y al sol, generalmente se deteriora, se rompe y se cae después de varias semanas, para cuyo tiempo la yema ya deberá haber cicatrizado en su sitio. Si el caucho para injertar se cubre con tierra, su deterioración será mucho más lenta. Este material tiene la ventaja de eliminar el corte de las ligaduras, lo que puede ser una operación costosa si se injertan millares de plantas. El caucho se extenderá a medida que crece el patrón de modo que hay poco peligro de constricción.

Al atar la yema, los extremos del caucho para injerto se mantienen en su lugar insertándolos bajo la vuelta adyacente. La yema misma no se debe cubrir. La tensión que se dé al caucho para injertos es de bastante importancia. No debe quedar demasiado suelto puesto que de quedar así no ejercerá presión suficiente para mantener la yema en su lugar. Por otra parte, si el caucho se estira apretando demasiado, puede haber alguna constricción perjudicial, o puede quedar tan delgado que se deteriora con rapidez y se rompe demasiado pronto antes de que se haya unido la yema. A veces la envoltura se hace de arriba abajo para evitar forzar la yema a través del corte horizontal. La envoltura apropiada de injerto es de mucha importancia.

En los injertos de banco de rosal, hechos con el método de astilla se ha usado con éxito (3) una cinta de parafilm, que es una película impermeable al agua, flexible, estirable, termoplástica, con un respaldo de papel.

En algunos países, para envolver yemas se utiliza la raffia (segmentos fibrosos de las hojas de ciertas especies de *Raphia*). Este material se remoja en agua durante la noche anterior, para que al usarlo esté más flexible. La raffia se debe cortar posteriormente, unos 10 días después de injertar, para evitar que apriete a la planta en la unión de la yema a medida que ésta crece. Si esas ataduras no elásticas no se quitan pronto, la constricción que producen puede tener un efecto adverso sobre el crecimiento subsecuente de la yema. (11)

Las cintas de película de cloruro de polivinilo (PVC) de unos 10 mm de ancho son bastante útiles para el injerto de yema. Ese material es impermeable al agua, elástico y como es transparente, permite inspeccionar las yemas cubiertas. (1)

Injerto de yema en T invertida

En lugares donde llueve mucho, el agua que se escurre en los tallos del patrón en ocasiones entra en el corte en T, remoja debajo de la corteza y ocasiona que se pudra el escudete. En esas condiciones, un corte en T invertida puede dar excelentes resultados, ya que se presta más para que escurra el exceso del agua. El método de injerto de T invertida se usa mucho en cítricos, aunque el método todo convencional también da resultados excelentes. En especies que sueltan mucha savia al injertar de yema, como el castaño, el injerto de T invertida permite mejor drenaje y mejor cicatrización. Se pueden encontrar partidarios tanto del injerto de T convencional como el de T invertida; y en una localidad dada, el uso de cualquiera de ellos en una especie tiende a convertirse tradicional.

Las técnicas para el injerto de T invertida son las mismas ya descritas, excepto que la incisión transversal se hace abajo en lugar de arriba del corte vertical y que al remover el escudete de las varetas el corte se inicia arriba de la yema y se sigue hacia abajo, debajo de la misma. Se remueve el escudete haciendo un corte transversal de 13 a 19 mm abajo de la yema. El escudete con la yema se inserta en la parte baja de la incisión y se empuja hacia arriba hasta que el corte transversal del escudete se empareja con el del patrón.

Al usar el método de T invertida es importante no insertar en la incisión invertida del patrón un escudete con la yema orientada normalmente. La yema tendría entonces polaridad invertida. Aunque esas yemas invertidas viven y crecen, cuando menos en algunas especies, su empleo puede resultar en un crecimiento anormal.

Injerto de parche

La característica distintiva del injerto de parche y métodos afines, es que del patrón se remueve por completo un parche rectangular de corteza y es reemplazado por un parche de corteza del mismo tamaño, que lleva una yema de la variedad que se va a propagar.

El injerto de parche es algo más lento y más difícil de ejecutar que el injerto en T, pero se usa ampliamente y con éxito en especies de corteza gruesa, tales como nogales y pecaneros, en las que el injerto en T produce malos resultados, posiblemente debido al mal ajuste alrededor de las márgenes de la yema. El injerto de parche, o una de sus modificaciones, se usa también extensivamente en la propagación de varias especies tropicales, tales como el árbol del caucho (*Hevea brasiliensis*).

El injerto de parche requiere que la corteza, tanto del patrón como de la rama de yemas se desprenda con facilidad. Generalmente se practica al fin del verano o al principio del otoño, pero también puede llevarse a cabo en primavera. Al propagar material de vivero, el diámetro del patrón y de la rama con yemas es preferible que sea aproximadamente el mismo y de alrededor de 1.5 a 2.5 cm. Aunque la rama con yemas no deberá tener mucho más de 2.5 cm/diá, el parche se puede insertar con éxito en patrones de hasta 10 cm/diá, aunque la cicatrización adecuada de tocones tan grandes pueda ser un problema. (12)

Se han inventado navajas especiales (véase Fig. 13-7) para facilitar la remoción de las secciones de corteza del patrón y de la rama con yemas. Se requiere algún tipo de navaja de hoja

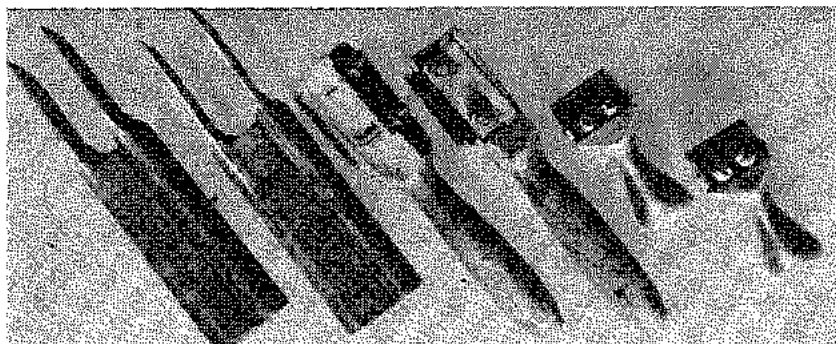


Fig. 13-7 Herramientas que se usan en el injerto de parche y métodos similares. *Izquierda:* navajas de doble hoja, hechas en fábrica. *Centro:* Navajas de hoja doble, hechas con hojas para afeitar. *Derecha:* herramientas para efectuar injertos de parche que tienen cuatro hojas dispuestas en forma rectangular, hechas en fábrica.

doble que haga dos cortes paralelos transversales con una separación de 2.5 a 3.5 cm. Estos cortes, de alrededor de 2.5 cm de largo, se hacen a través de la corteza hasta la madera en un área lisa del patrón, unos 10 cm arriba de la superficie del suelo. Estos dos cortes transversales luego se conectan en cada lado por medio de cortes verticales hechos con una navaja de una sola hoja.

El parche de corteza que contiene la yema se corta de la rama con yemas en la misma forma que el parche de corteza que se remueve del patrón. Usando la misma navaja de dos hojas, se hacen dos cortes transversales a través de la corteza, uno abajo y otro arriba de la yema. Luego se hace un corte vertical a cada lado de la yema, de modo que el pedazo de corteza quede alrededor de 2.5 cm de ancho. Así, la sección de corteza que contiene la yema queda lista para ser removida. Es importante que esta sección sea empujada hacia un lado más bien que levantada o arrancada. Hay un pequeño núcleo de madera, la traza de la yema, que debe quedar dentro de ella si se ha de lograr el prendimiento del injerto. Empujando el parche de corteza hacia un lado, el núcleo se rompe y permanece en la yema. Si el parche con la yema se levanta, es muy probable que el núcleo de madera se quede pegado a la madera de la rama, dejando un agujero en la yema, como se muestra en la Fig. 13-8.

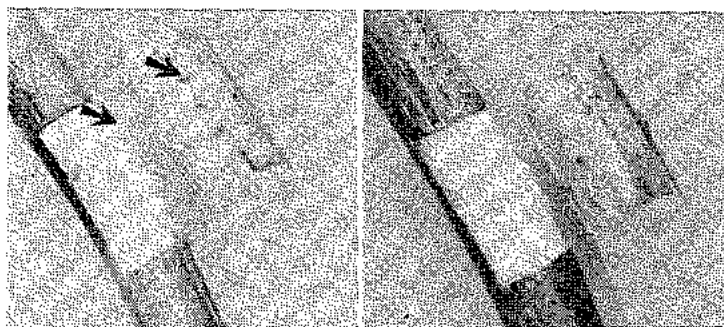


Fig. 13-8 Remoción del parche que servirá de púa, en un injerto de parche. *Izquierda:* incorrecta. En la yema se ha roto el corazón de madera que comprende los tejidos vasculares dejando una perforación en la yema, la cual no es probable que prenda; *Derecha:* correcta. El parche se ha empujado en dirección lateral y el centro de madera ha quedado dentro de la yema.

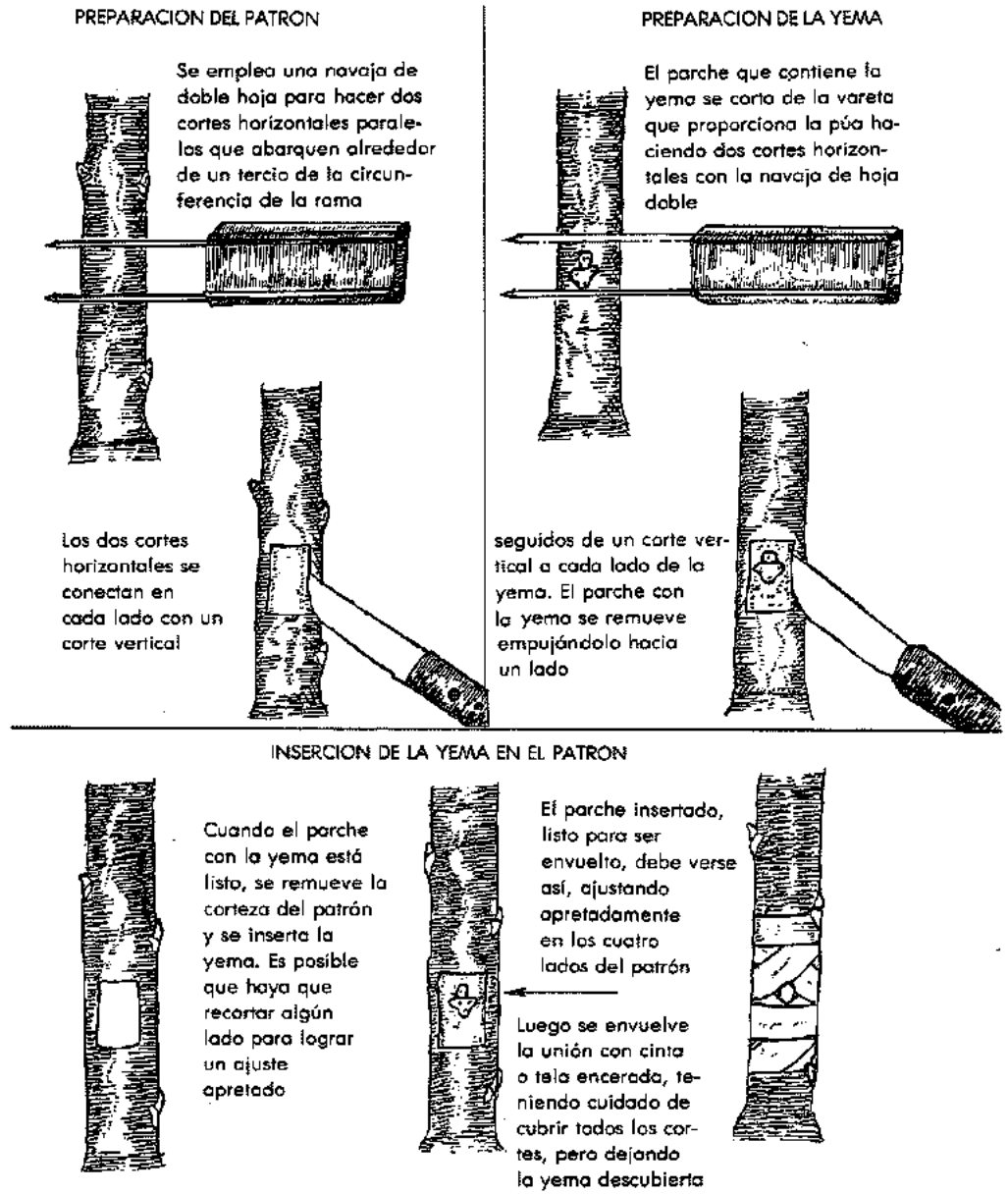


Fig. 13-9 Pasos que se siguen en la ejecución de un injerto de yema de parche. Este método se usa mucho en la propagación de plantas de corteza gruesa.

Una vez que el parche con la yema se ha removido debe insertarse de inmediato en el patrón, el cual deberá estar ya preparado, necesitando sólo remover la sección de corteza. El parche procedente de injerto deberá ajustar apretadamente arriba y abajo de la abertura hecha en el patrón, ya que ambos cortes transversales se han hecho con la misma navaja. Es más importante que la sección de corteza quede bien ajustada arriba y abajo que en los lados. Estos procedimientos se ilustran en las Figs. 13-9, 13-10 y 13-11.

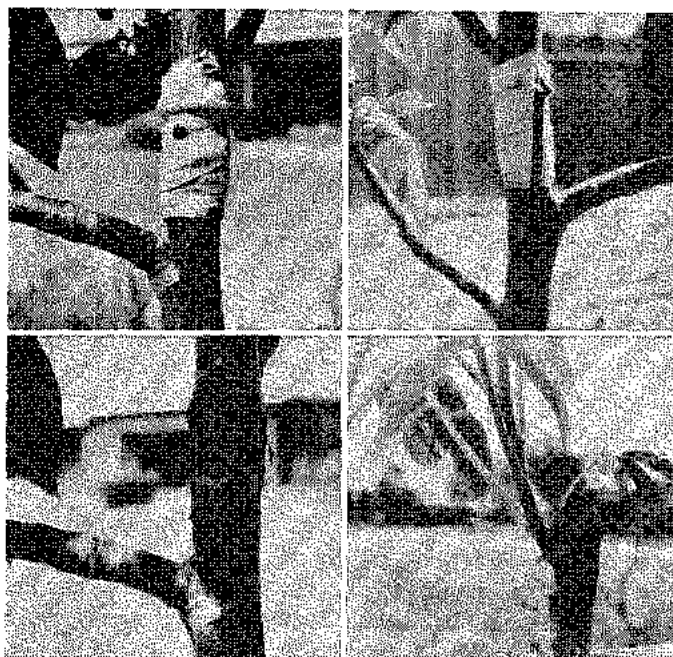


Fig. 13-10 Pasos para la ejecución de un injerto de parche. *Arriba, izquierda:* el parche con yema después de insertado y envuelto con cinta para injertos. *Arriba, derecha:* alrededor de 10 días después, se corta la cinta en el lado opuesto al injerto para evitar cualquier presión constrictiva. *Abajo, izquierda:* después de 3 semanas se remueve por completo la cinta. Para este tiempo el parche debe haber cicatrizado por completo en su sitio. *Abajo, derecha:* el corte del patrón encima del injerto, fuerza el crecimiento de la yema insertada.

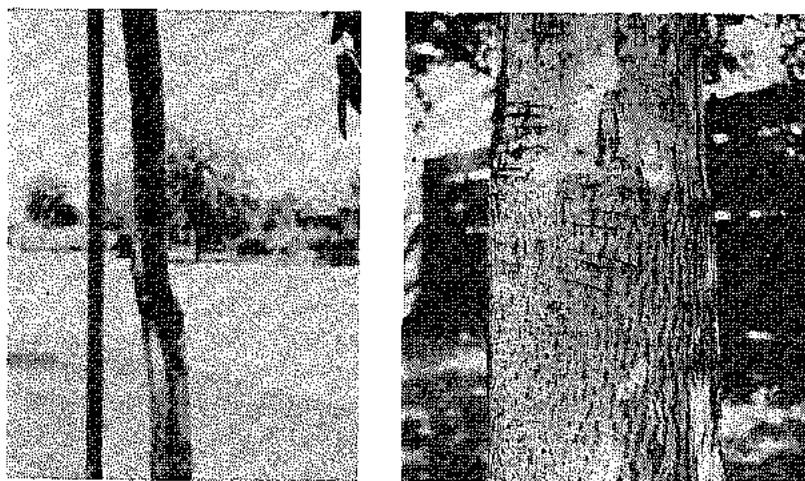


Fig. 13-11 *Izquierda:* tronco desarrollado de la operación de injerto de parche después de 2 años de crecimiento. *Derecha:* unión de injerto fuerte y lisa que se desarrolló después de 14 años. *Juglans regia* "Hartley" sobre patrón Paradoja (*Juglans regia* X *J. hindsii*).

Así, el parche insertado queda listo para ser amarrado. En ocasiones la corteza del patrón es más gruesa que la corteza del parche insertado de modo que al envolverlo es imposible que el material de envoltura mantenga el parche bien apretado contra el patrón. En este caso es necesario rebajar alrededor del injerto la corteza del patrón, de modo que quede del mismo grueso o de preferencia ligeramente más delgado que la corteza del parche de injerto. De esta manera el material de amarre podrá mantener el parche con la yema bien apretado en su sitio.

En casos donde se encuentre dificultad para obtener con este método uniones prendidas, puede ayudar el hacer en el patrón los cuatro cortes del rectángulo una o tres semanas antes que se vaya a insertar la yema. Este parche de corteza no se remueve del patrón, sino hasta que el parche que contiene la yema esté listo para ser insertado. Cuando los cortes se hacen con anticipación, la cicatrización hace que se inicie el proceso de encallecimiento, de manera que cuando se inserta el nuevo parche de corteza, cicatriza con mucha rapidez.

Al envolver el parche con la yema se debe usar un material que no sólo sostenga la corteza firmemente en su lugar, sino que también cubra todas las superficies cortadas para evitar la entrada del aire debajo del parche, con la consiguiente desecación y muerte de los tejidos. La yema misma no se deberá cubrir al envolver el injerto. El material más satisfactorio es la cinta adhesiva para viveristas. Otro método es amarrar el parche con hilo grueso de algodón y cubrir los bordes cortados con cera para injertos.

En el injerto de parche, sobre todo en los nogales, es importante que la envoltura no ocasione una constricción en la unión del injerto. Cuando el patrón está creciendo rápidamente, se hace necesario cortar la cinta unos 10 días después del injerto. Un solo corte vertical en el lado opuesto a la yema es suficiente, pero se debe tener cuidado de que el corte no llegue a la corteza. A veces, antes de efectuar el corte se coloca verticalmente una tira extra de cinta para proteger a la corteza cuando se corta la cinta que envuelve al injerto.

El injerto de parche se ejecuta mejor a fines del verano cuando tanto la plántula patrón como la fuente de ramas con yemas están creciendo con rapidez y su corteza se desprende con facilidad. A las ramas que se van a usar para injertos de parche se les deben cortar los limbos de las hojas de 2 o 3 semanas antes de que se remuevan del árbol. El pecíolo se deja en la base de la yema, pero para cuando se toma la rama, éste ya se habrá caído o se remueve con facilidad.

El injerto de parche también se puede hacer en la primavera, después de que han aparecido en el patrón los nuevos brotes y que se ha determinado que la corteza se despega. En este caso, sin embargo, se presenta el problema de lograr yemas satisfactorias en esa época del año, ya que es necesario que la corteza se separe fácilmente de las ramas con yemas. Al mismo tiempo, las yemas no deben haber empezado a hincharse. Hay dos métodos por los cuales se pueden obtener yemas satisfactorias para el injerto de parche en primavera. En uno, las ramas con yemas se seleccionan durante el periodo de reposo invernal y se almacenan a bajas temperaturas (alrededor de 2 °C), envueltos en musgo sphagnum o en musgo turboso húmedo para evitar que se sequen. Luego unas 2 ó 3 semanas antes del tiempo en que se va a ejecutar el injerto de primavera se llevan a un cuarto templado y se les coloca con sus bases en un recipiente con agua, o bien, se pueden dejar empacados en el musgo húmedo. El aumento de temperatura hará que la capa de cambium entre en actividad y pronto la corteza resbalará lo suficiente como para que se puedan usar las yemas. Aunque algunas de las yemas más terminales en cada rama pueden haber empezado a hincharse y no se pueden usar, habrá una gran cantidad de yemas que se encuentran en condición satisfactoria.

El segundo método de cómo obtener yemas para el injerto de parche en primavera, es seguir las directamente del árbol que es la fuente de ramas con yemas, pero al tiempo en que se va a ejecutar el injerto. Si los árboles se inspeccionan con cuidado, se observa que no todas las yemas empiezan a reventar al mismo tiempo. Las yemas terminales generalmente están más

avanzadas que las yemas basales. Hay un periodo durante el cual la madera se desprende con facilidad del ramo que contiene las yemas deseadas, y en que todavía sólo unas cuantas yemas han avanzado tanto en su desarrollo como para no poder usarlas. El resto de las yemas que están aún latentes, pero sobre corteza que se desprende fácilmente, pueden tomarse y usarse de inmediato para injertar. Es más fácil obtener yemas apropiadas de árboles jóvenes que tuvieron un desarrollo vigoroso de ramas el año anterior que de árboles viejos. La época en que se haga el injerto estará, por consiguiente, regida por el estado de desarrollo de las yemas. Esto varía considerablemente en las diversas especies y variedades que se usen. El estado de desarrollo del patrón no es tan crítico. Su corteza se deberá desprender bien y el injerto deberá hacerse antes que la planta patrón haya efectuado mucho crecimiento nuevo.

Injerto en I

En este tipo de injerto, la yema se prepara como para un injerto de parche; esto es, en forma de cuadrado o rectángulo. Usando luego la misma navaja de hojas paralelas, se hacen dos cortes transversales en la corteza del patrón. Estos se unen en su parte media por un solo corte vertical, para producir la figura de I. Los dos labios de la corteza pueden entonces levantarse para insertar debajo de ellos el parche con la yema. Se puede lograr un mejor ensamble si a los lados del parche se les da cierta inclinación. Al amarrar la yema en la I, se debe tener cuidado de que el parche con yema no salte hacia arriba y que pudiera quedar despegado del patrón (ver Fig. 13-12).

Este método debe tenerse en consideración para usarlo cuando la corteza del patrón es mucho más gruesa que la del parche de yema. En tales casos, si se usara el injerto de parche habría que rebajar considerablemente la corteza del patrón alrededor del parche de injerto. Esta operación es innecesaria si se usa el método de injerto de yema en I (Fig. 13-12).

Injerto de flauta e injerto de anillo

Véanse los detalles en la Fig. 13-12.

Injerto de astilla

El injerto de astilla se puede ejecutar en épocas en que la corteza no se desprende, como al comienzo de la primavera antes de que se inicie el crecimiento o durante el verano cuando el crecimiento activo ha cesado prematuramente debido a falta de agua o alguna otra causa. El injerto de astilla se usa, por lo general, con material pequeño, de 13 a 25 mm/diá. Este injerto de ordinario no es tan fácil ni tan simple como el injerto en T. Sin embargo, durante muchos años, con el injerto de astilla practicado en el otoño se han obtenido excelentes resultados para injertar cultivares de vid en patrones resistentes a la filoxera o a los nematodos. (5, 8) El injerto de astilla se utiliza también en árboles frutales deciduos, en particular en Gran Bretaña, (6, 7) en donde se ha obtenido un crecimiento inicial más vigoroso con injertos de astilla que con injertos en T (Fig. 13-13). Algunos estudios (3) han mostrado que el injerto de astilla es también bastante satisfactorio para propagar rosales de campos mediante injertos de banco bajo techo en patrones de estacas no enraizadas.

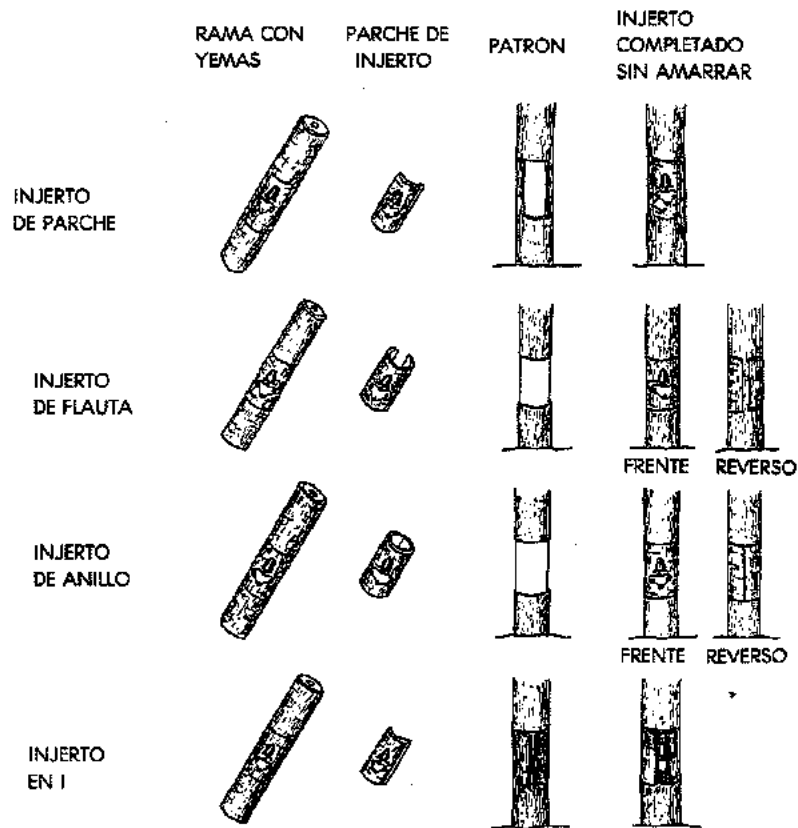


Fig. 13-12 En el injerto de parche hay muchas variaciones, algunas de las cuales se muestran aquí. La denominación de estos métodos es algo confusa, pero se han dado los nombres más generalmente aceptados.

Como se ilustra en la Fig. 13-14, en el patrón, de un lugar liso situado entre nudos y cercano a la base, se remueve una astilla de corteza y se reemplaza con otra astilla de la misma forma y tamaño tomada de la vareta de injerto, que contiene una yema de la variedad deseada. Las astillas se cortan en la misma forma tanto en el patrón como en la vareta. En ésta, el primer corte se hace justo abajo de la yema y hasta la madera con una inclinación de 30 a 45 °C. El segundo corte se inicia unos 25 mm arriba de la yema, practicándolo hacia adentro y hacia abajo hasta que se intersecta con el primer corte. (El orden de ejecución de estos cortes puede invertirse.) La astilla se remueve del patrón y se reemplaza por la obtenida de la vareta de injerto. Para obtener un buen ajuste, las dos astillas deben ser de la misma forma y tamaño. La capa de cámbium debe colocarse de manera que coincida con la del patrón, de preferencia en ambos lados del tallo, pero si no, cuando menos en uno.

En el injerto de yema de astilla no hay aletas de corteza protectoras que impidan la desecación de la yema insertada, como sucede en el injerto en T. Por tanto, es muy importante que la yema con astilla se envuelva para sellar los bordes cortados; así como mantener la yema firmemente ajustada al patrón. La cinta adhesiva para viveristas sirve bien para estos fines; aunque con más frecuencia se usa cinta plástica blanca o transparente cubriendo la yema. Cuando

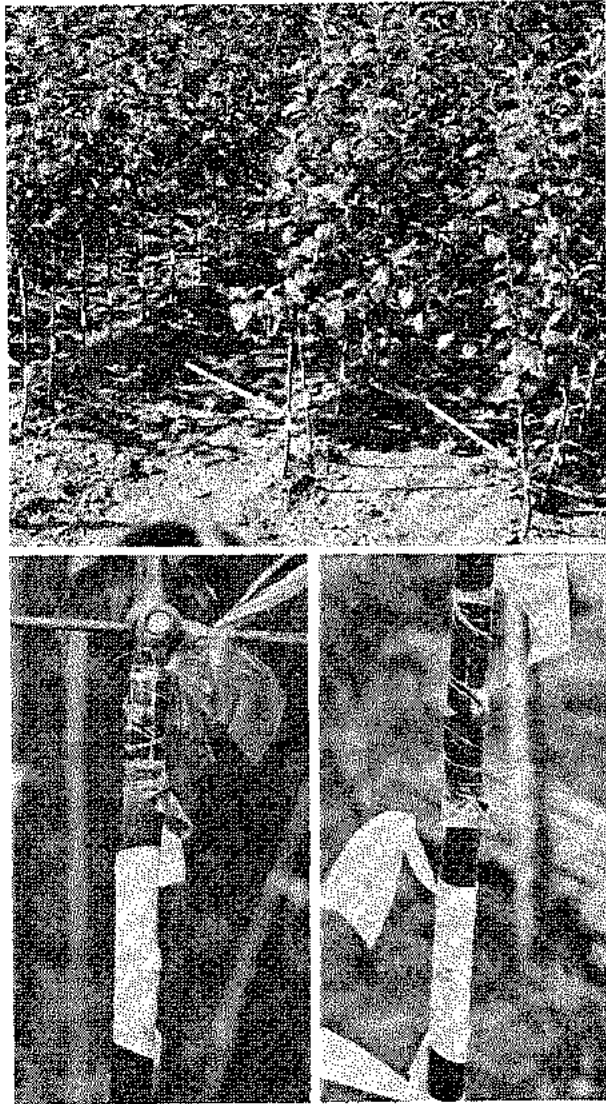


Fig. 13-13 Arriba: un bloque de patrones de manzano clonales que han sido injertados en Inglaterra con la cultivar deseada usando el método de astilla. Las flechas señalan el sitio de inserción de la yema. Abajo: acercamiento a dos tallos en cada uno de los cuales se han insertado dos astillas con yema. En ambos casos, las yemas superiores se han cubierto con cinta de plástico transparente. Las yemas inferiores se han cubierto con cinta opaca blanca. Las yemas se cubrieron por completo con cinta, la cual se quitó después que se completó la cicatrización.

ésta empieza a crecer, se corta la cinta. La yema debe ser envuelta inmediatamente después de insertarla a fin de que no se seque. (1)

En la propagación de vides, si la yema se inserta en el patrón cerca del suelo, el secado puede impedirse envolviendo la yema con caucho para injertos y cubriendo inmediatamente toda la unión con tierra húmeda, finamente pulverizada. Como las bandas de caucho se pu-

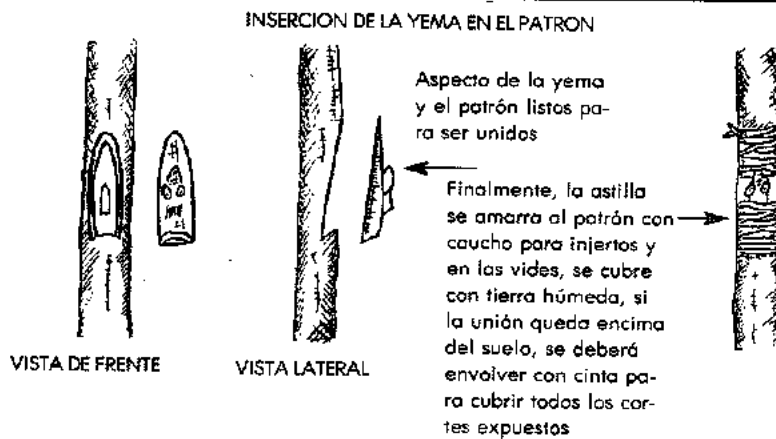
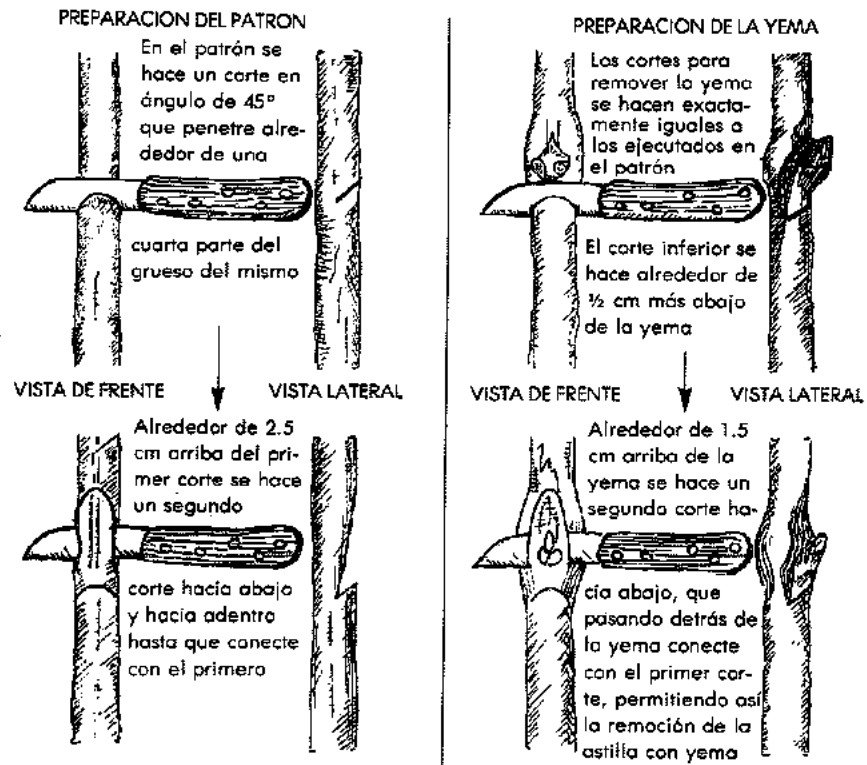


Fig. 13-14 El injerto de yema con astilla es en realidad una variación del método en enchapado de costado, en el cual la púa se reduce a una porción pequeña de madera que contiene una sola yema. El injerto de astilla se usa mucho para propagar vides de tipo vinífera sobre patrones resistentes a nematodos y a la filoxera. También se usa con éxito en la propagación de árboles frutales, dejando la porción que lleva la yema más delgada de lo que aquí se muestra y cubriéndolos por completo con cinta de plástico ancha o con cinta de caucho delgada.

dren con lentitud en el suelo, se les debe remover o cortar antes de que ocasionen constricciones.

En el injerto de astilla, como en los otros métodos, el patrón no se corta arriba de la yema sino hasta que la unión se ha completado. Si el injerto se hace en el otoño, el patrón se corta justo al iniciarse el crecimiento en la primavera próxima. Si se hace en primavera, el patrón se corta 10 días después de haber insertado la púa.

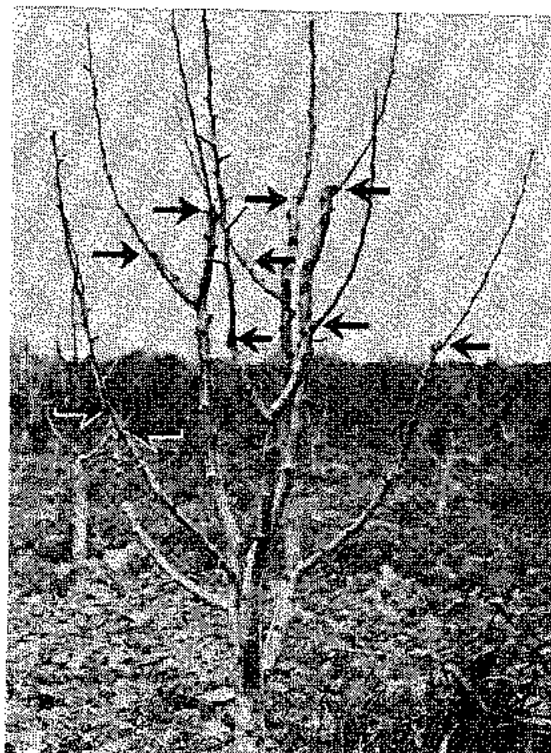
INJERTO DE COPA CON YEMAS

En árboles jóvenes en los que se dispone de un amplio número de ramas vigorosas a una altura de 1.20 a 1.80 m, el injerto de yema es un método rápido y seguro para la reconstrucción de la copa (Fig. 13-15). Se puede usar también en árboles más viejos, si se cortan severamente el año anterior para que produzcan un número de chupones vigorosos bastante cerca del suelo.

Dependiendo del tamaño del árbol, se colocan de 10 a 15 yemas en ramas de crecimiento vigoroso de 6 a 19 mm de diámetro, colocadas en la parte superior del árbol, a la altura aproximada del hombro. Aunque se pueden poner varias yemas en una sola rama, generalmente se deja una sola para que se convierta en ramas secundarias, las cuales formarán la nueva copa permanente del árbol. Para especies de corteza delgada se usa el método de injerto en T y en especies de corteza gruesa se usa el método de injerto de parche.

El injerto de reconstrucción de yema, generalmente se hace a mediados del verano, tan pronto como se puedan conseguir yemas en madera bien madurada y mientras el patrón todavía se encuentra en crecimiento activo de la corteza, separándose con facilidad. Los árboles

Fig. 13-15 Arbol joven injertado en la copa por medio de injertos de yema en escudete, que fueron insertadas en los puntos señalados por las flechas y que han crecido durante una estación. Todas las otras ramas se han removido. Tomado de L. H. Day, "Apple, Quince and Pear Rootstocks in California". Calif. Agr. Exp. Sta. Bul. 700.



de huerto generalmente dejan de crecer más pronto en la estación, que los árboles jóvenes de vivero; por lo mismo, el injerto debe hacerse más pronto. Cuando el injerto de reconstrucción de yema se hace en esta época del año, por lo general las yemas permanecen inactivas hasta la primavera siguiente. En esa época, justo antes de que se inicie el desarrollo vegetativo, se cortan las ramas del patrón, cabalmente encima de las yemas injertadas. Esto fuerza a las yemas a entrar en desarrollo activo y para fines del verano deberán haber formado ramas de buen tamaño. Al cortar las ramas encima de las yemas, también se deberán remover del tronco todas las ramas no injertadas. Es importante que durante el verano se inspeccione cuidadosamente el árbol y que se remuevan todas las ramas que no salgan de las yemas insertadas.

El injerto de reconstrucción de yema también puede hacerse en la primavera, justo cuando se inicia el crecimiento en el árbol a injertar y la corteza se desprende con facilidad. Se usan las técnicas descritas para el injerto de primavera de material de vivero. Aunque comúnmente no se hace, también puede usarse para el injerto de reconstrucción de yema, el injerto de yema de junio.

INJERTO DOBLE DE YEMA

Al propagar árboles en el vivero, se pueden usar algunos métodos de injerto de yema para producir árboles con injerto doble.

El patrón intermedio puede injertarse de yema en los patrones; luego, al año siguiente se injerta la cultivar deseada en el patrón intermedio. Aunque es un procedimiento bastante efectivo es más bien tardado, pues toma 3 años. Como se ilustra en la Fig. 13-16, es posible

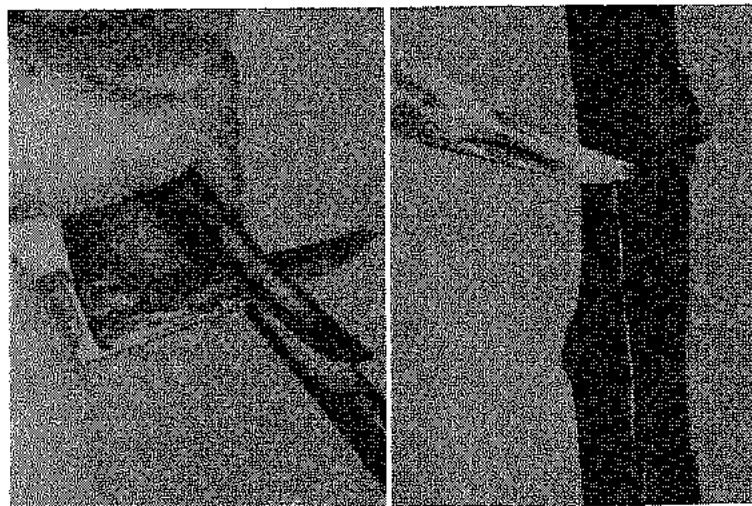


Fig. 13-16 Pasos para la ejecución de un injerto de yema doble usando la técnica de Nicolín. (10) *Izquierda:* corte de la sección ovalada de corteza del patrón intermedio de una variedad mutuamente compatible. *Derecha:* colocación del escudete de la cultivar encima de la sección ovalada de corteza previamente insertada. Ahora el injerto está listo para ser atado con una banda de caucho para injertos. Tomado de K. D. Brase y R. D. Way, "Rootstocks and Methods Used for Dwarfing Fruit Trees", N. Y. State Agr. Exp. Sta. Bul. 783. Cortesía del Prof. Karl Brase.

obtener un árbol con doble injerto en una operación en 1 año empleando el método de injerto de yema de escudete doble. (2, 4, 6,) Se utiliza una yema en T, pero justo detrás y abajo de ella se inserta un escudete delgado sin yema del patrón intermedio deseado.

MICROINJERTO DE YEMA

Este tipo de injerto de yema se ha usado con éxito en la propagación de cítricos y es probable que se pueda utilizar también en otras especies de árboles y arbustos. Ha tenido importancia comercial en los distritos de cítricos del sureste de Australia. (13) De acuerdo como aquí se describe no se hace en condiciones asépticas. El microinjerto de yema es muy similar al injerto ordinario de yema en T, excepto que la porción correspondiente a la púa es de tamaño muy reducido. Se corta el peciolo justo arriba de la yema y luego ésta se remueve de la vareta haciendo un corte plano justo debajo de la yema con una navaja muy afilada. Sólo se utiliza la yema en sí y una porción muy pequeña de la madera que está debajo de ella. En el patrón, se hace un corte en T invertida y se inserta en ella la microyema, con la polaridad correcta. Todo el corte en T, incluso la yema, se cubren con una cinta de plástico delgada. Esta cinta se deja de 10 a 14 días para los injertos de primavera y 3 semanas para los injertos de otoño, después de lo cual se remueve cortándola con una navaja. Para este tiempo, las yemas ya deben haber cicatrizado en su sitio. El manejo subsecuente es similar al que se da a los injertos en T convencionales.

BIBLIOGRAFIA

1. Bremer, A. H. 1977. Chip budding on a commercial scale. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:366-67.
2. Bryden, J. D. 1957. Use of plastic ties in fruit tree budding. *Agr. Gaz. New S. Wales (Austral.)* 68:87-88.
3. Davies, F. T., Jr., Y. Fann, and J. E. Lazante. 1980. Bench chip budding of field roses. *HortScience*. 15(6):817-18.
4. Garner, R. J. 1953. Double-working pears at budding time. *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1952*, pp. 174-75.
5. Harmon, F. N., and J. H. Weinberger. 1969. The chip-bud method of propagating vinifera grape varieties on rootstocks. *U. S. Dept. Agr. Leaflet* 513.
6. Howard, B. H., D. S. Skene, and J. S. Coles. 1974. The effect of different grafting methods upon the development of one-year-old nursery apple trees. *Jour. Hort. Sci.* 49:287-95.
7. Howard, B. H. 1977. Chip budding fruit and ornamental trees. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:357-64.
8. Lider, L. A. 1963. Field budding and the care of the budded grapevine. *Calif. Agr. Ext. Ser. Leaflet* 153.
9. Mertz, W. 1964. Deciduous June-bud fruit trees. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:255-59.
10. Nicolin, P. 1953. Nicolieren: A new method of grafting. *Deutsche Baumschule* 5:186-87.
11. Smith, N. G., R. J. Garner, and W. S. Rogers. 1962. Delayed growth of apple scions in relation to early budding, bud constriction, and some other factors. *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1961*, pp. 51-56.

12. Taylor, R. M. 1972. Influence of gibberellic acid on early patch budding of pecan seedlings. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 97(5):677-79.
13. Wishart, R. D. A. 1961. Microbudding of citrus. *S. Austral. Dept. Agr. Leaflet* 3660.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- BALTET, C. 1910. *The art of grafting and budding* (6th ed.). London: Crosby, Lockwood.
- BRASE, K. D. 1952. Propagation of fruit trees by budding. *Farm Res.* (N.Y. Agr. Exp. Sta.) Vol. 18. No. 3.
- CARLSON, R. F., and A. E. MITCHELL. 1971. Budding and grafting fruit trees. *Mich. Agr. Ext. Bul.* 508.
- GARNER, R. J. 1979. *The grafter's handbook* (4th ed.). New York: Oxford University Press.
- HARTMANN, H. T., and J. A. BEUTEL. 1979. Propagation of temperate zone fruit plants. *Calif. Agr. Exp. Sta. Leaflet* 21103.
- INTERNATIONAL PLANT PROPAGATORS' SOCIETY. Proceedings of annual meetings.
- PLATT, R. G., and K. W. OPITZ. 1973. Propagation of citrus. In *The citrus industry*, vol. 3, W. Reuther, ed. Berkeley: Univ. of Calif. Press.

14

Acodamiento y sus Modificaciones Naturales

El acodamiento es un método de propagación mediante el cual se provoca la formación de raíces adventicias en un tallo que está todavía adherido a la planta madre. El tallo enraizado o acodado se separa para convertirse en una nueva planta que crece en sus propias raíces. El acodamiento puede ser un medio natural de reproducción como en las frambuesas negras o puede ser inducido en muchas otras especies.

FACTORES QUE AFECTAN LA REGENERACION DE PLANTAS POR ACODAMIENTO

Nutrición. El tallo permanente adherido a la planta durante el enraizamiento y es provisionado continuamente de agua y minerales a través del xilema intacto. La inducción de raíces adventicias en tallos intactos es afectada por varios factores significativos:

Tratamientos al tallo. Se induce la formación de raíces adventicias en tallos adheridos mediante diversas manipulaciones de los mismos (como se muestra en la Fig. 14-1) que ocasionan una interrupción en la translocación hacia abajo de materiales orgánicos: carbohidratos, auxinas y otros factores de crecimiento de las hojas y de las puntas en crecimiento de las ramas. Estos materiales se acumulan cerca del punto de tratamiento y ocurre el enraizamiento como lo haría en una estaca de tallo (véase Cap. 9).

Exclusión de la luz. La exclusión de la luz de la parte del tallo en que se van a desarrollar raíces, es una característica común de todos los métodos de acodamiento. Se debe hacer una distinción entre **blanqueamiento**, ocasionado por la cobertura de un tallo intacto después de que se ha formado y el **ahilamiento**, que es el efecto producido al alargarse un tallo en ausencia de luz. (16) Los tallos intactos de algunas plantas sólo pueden producir raíces después del blanqueamiento, pero en otros también puede necesitarse la interrupción del floema. Sin embargo, el estímulo más grande a la producción de raíces se presenta cuando los tallos inicialmente en crecimiento se cubren continuamente con el medio de enraizamiento, como en el acodamiento de trinchera, de manera que aproximadamente unos 2.5 cm de la base de los

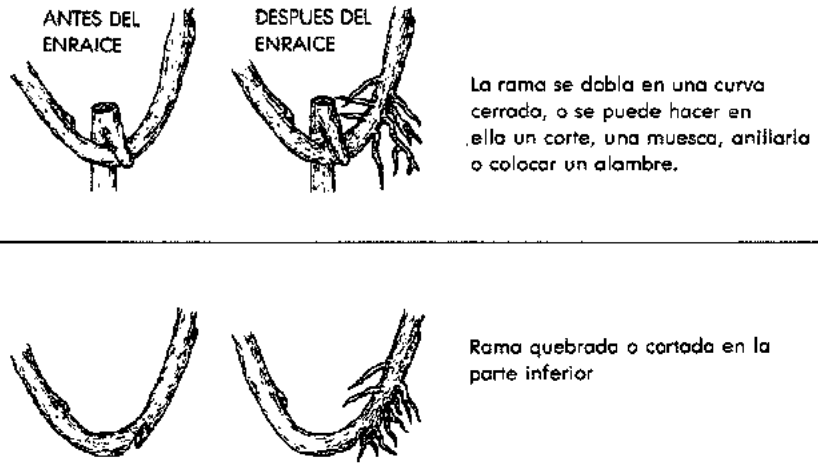


Fig. 14-1 Tratamientos usados para estimular el enraizamiento durante el acodado.

tallos acodados nunca son expuestos a la luz. (16) En gran parte el éxito de hacer enraizar por acodamiento plantas que son difíciles de producir raíces aparentemente se debe al ahilamiento y al blanqueado.

Acondicionamiento fisiológico. La inducción del enraizamiento en el acodamiento puede estar asociada con alguna condición fisiológica específica del tallo asociada con la época del año. En muchos tipos de acodos, la época apropiada está asociada con el movimiento de carbohidratos y otras sustancias hacia las raíces al final de un ciclo estacional de crecimiento.

Rejuvenecimiento. El corte de las ramas en los métodos de acodado de montículo y de trinchera y la regeneración de nuevos brotes anuales de la base tiene un paralelo en los métodos de aporcado usados para rejuvenecer las plantas patrones para mejorar el enraizamiento de las estacas que se toman de ellas.

Los procedimientos que se utilizan para mejorar el enraizamiento de las estacas también se aplican en el acodado. Por ejemplo, el uso de sustancias estimuladoras del enraizamiento, como el ácido indolbutírico, durante el acodado a menudo es benéfico, al igual que para las estacas, aunque los métodos de aplicación son un poco diferentes. (9, 18, 38, 39, 44) La aplicación de material para anillar estacas, en forma de polvo, lanolina o en una solución en alcohol al 50% puede utilizarse efectivamente.

La formación de raíces en los acodos depende del aprovisionamiento continuo de humedad, buena aeración y temperaturas moderadas a la zona de enraizamiento. (32, 41, 43)

Usos del acodamiento

Hay 4 usos principales del acodamiento:

1. La propagación de especies de plantas como las frambuesas negras y las zarzamoras rastreras que se reproducen naturalmente por este método.
2. La propagación de clones de plantas cuyas estacas no enraizan con facilidad, pero que son suficientemente valiosos como para justificar el costo y el trabajo requeridos para acodarlos. Por

ejemplo, los avellanos se propagan por acodado simple y las vides muscadina (*Vitis rotundifolia*), por acodos compuestos. Se reproducen por acodamiento en montículo o trinchera, patrones clonales específicos que controlan el tamaño de manzanos, perales y otros árboles frutales. Ciertos frutales tropicales, como el mango y el litchi se propagan por acodo aéreo.

3. El acodamiento es útil para producir plantas de tamaño grande en un tiempo corto. (24) El acodo aéreo se usa en los invernaderos para propagar ejemplares relativamente grandes de la planta de caucho (*Ficus elástica*) (Fig. 14-6) y de croton. La Dieffenbachia y plantas similares se pueden propagar por acodado simple (Fig. 14-4).

4. El acodado, simple o aéreo, es valioso para producir un número relativamente grande de plantas de buen tamaño con un mínimo de instalaciones de propagación.

Como método de propagación comercial, el acodamiento requiere considerable mano de obra y es laborioso y caro. Se han establecido camas especiales para acodar o *camas de banquillo*, pero su manejo es algo difícil. Sin embargo, para aquellas plantas que requieren acodado, los viveros han desarrollado técnicas de manejo efectivas. (8, 10, 48) No obstante, las tendencias en propagación se han orientado a cambiar el acodamiento por otros procedimientos a medida que se desarrollan. El acodamiento de los manzanos puede ser sustituido con procedimientos mejorados para la propagación de estacas de madera dura. De manera más significativa, las técnicas de micropropagación (véase Cap. 17) pueden reemplazar muchos procedimientos de acodado ahora en uso.

PROCEDIMIENTOS PARA EL ACODAMIENTO

Acodamiento de punta

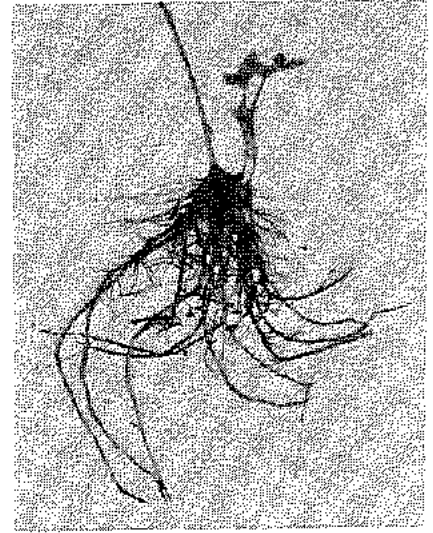
El acodamiento de punta es un método de reproducción natural característico de las zarzamoras rastreras, de las frambuesas rojas y negras y de especie de *Rubus* (dewberries).

Los tallos de estas plantas son bienales en cuanto que sus varas son vegetativas durante el primer año, fructifican en el segundo y son podadas después de la fructificación. En el vivero es aconsejable mantener separadas plantas madres destinadas solamente a propagación. Para dejar espacio para el acodado subsecuente, se establecen plantas jóvenes y sanas a una distancia de 3.6 m entre sí. Tan pronto como se plantan, se recortan a unos 23 cm arriba del suelo. Las varas jóvenes vigorosas se despuntan en el verano, cortando de sus puntas de 7.6 a 9.2 cm después que han crecido a una altura de 45 a 76 cm. Lo anterior estimula el número de acodos de punta potenciales y también la fructificación del año siguiente. Para fines del verano, las varas empiezan a encorvarse y sus puntas adquieren un aspecto característico en cuanto a que las puntas terminales se alargan y producen hojas pequeñas y enrolladas que les dan una apariencia de "colas de ratas". El mejor tiempo para hacer el acodado es cuando sólo una parte de las puntas laterales han tomado ese aspecto. Si la operación se hace demasiado temprano, las varas seguirán creciendo en lugar de formar una yema terminal. Si se hace demasiado tarde, el sistema radical será pequeño.

El enraizamiento se efectúa cerca de la punta del crecimiento de la estación en curso. La punta de la rama se encorva hacia arriba para producir una vuelta pronunciada en el tallo, de la cual se desarrollan las raíces.

Las puntas se acodan a mano, usando una pala o una cuchara para hacer un hoyo con un lado vertical y otro inclinado ligeramente hacia la planta madre. La punta se coloca en el hoyo

Fig. 14-2 Acodo de punta de boysenberry.



con la rama apoyada en el lado inclinado y se regresa la tierra extraída apretándola firmemente a la rama. Al colocarla así, la rama no puede seguir creciendo y se vuelve "telescopiada", formando con prontitud un sistema radical abundante y desarrollando un brote vertical vigoroso.

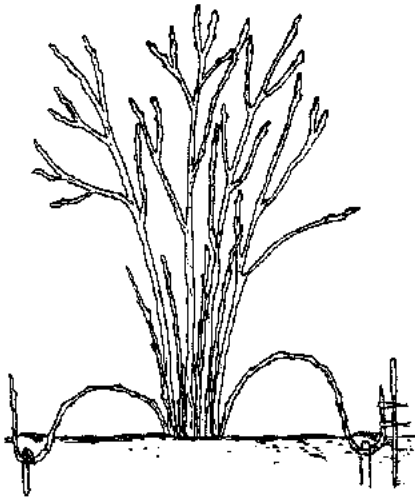
Para fines de la estación las plantas están listas para sacarse. La punta enraizada está formada por una yema terminal, una gran masa de raíces y de 15 a 20 cm de la vara vieja que sirve como "mango" y para señalar el sitio de la nueva planta (Fig. 14-2). Como las puntas acodadas son tiernas, se dañan con facilidad y están expuestas a secarse; la extracción debe hacerse de preferencia justo antes de replantarlas. El resto de las ramas acodadas adheridas a la planta madre se recortan hasta unos 23 cm de altura como en el primer año. En esta forma se pueden producir cantidades económicas de ramas anualmente hasta por unos 10 años. Los acodos enraizados de punta se plantan a fines de otoño al inicio de la primavera. Las nuevas varas se desarrollan con rapidez durante la primera estación.

Acodado simple

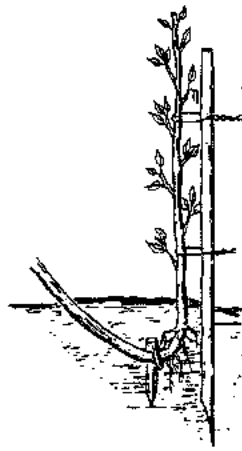
El acodado simple se ilustra en las Figs. 14-3, 14-4 y 14-5. El tiempo usual para acodar es el comienzo de la primavera y para ello se usan ramas durmientes de un año de edad, escogiendo las ramas bajas y flexibles de la planta, que se puedan doblar con facilidad hasta el suelo.

Las ramas acodadas en primavera de ordinario habrán enraizado adecuadamente para fines de la primera estación de crecimiento y se pueden remover, ya sea en el otoño, o en la primavera siguiente, antes de que se inicie el crecimiento. Las ramas maduras acodadas en el verano se deben dejar durante el invierno y separarse ya sea en la primavera siguiente antes de que se inicie el crecimiento o dejarse hasta el final de la segunda estación de crecimiento. Cuando se separa de la planta un acodo enraizado, se le trata esencialmente como a una estaca enraizada de la misma planta. (11)

Se puede obtener una provisión de acodos enraizados durante unos años estableciendo una cama de banquillos de plantas madres separados entre sí lo suficiente como para permitir acodar todos los brotes. Este procedimiento se ha usado comercialmente para propagar algunos arbustos difíciles de hacer enraizar (10, 25) así como avellanos (Fig. 14-5).



Al principio de la primavera o en el otoño, las ramas se doblan hasta el suelo. Las ramas se vuelven a doblar cerca de la punta. Se cubre con tierra y se mantiene en su lugar con un alambre o una estaca de madera. A veces se lesiona la parte enterrada del tallo, lo cual estimula su enraizamiento, haciendo una muesca, doblándolo, colocando un alambre o anillándolo



Las raíces se forman en la parte enterrada de la rama, cerca de donde se dobló



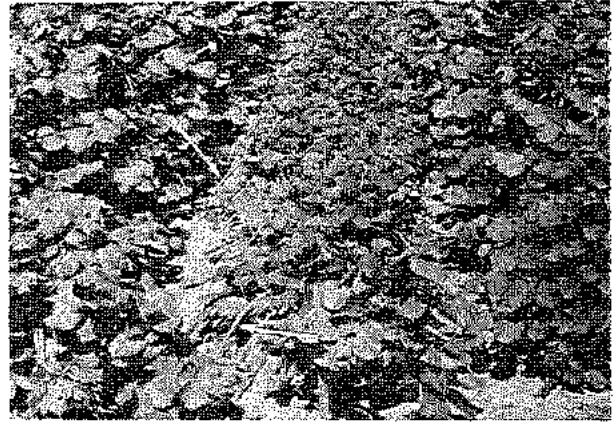
El acodo enraizado se separa de la planta madre

Fig. 14-3 Pasos seguidos en la propagación por acodado simple.



Fig. 14-4 Propagación de dos plantas de Dieffenbachia por acodado simple. Los tallos largos se doblaron y colocaron en macetas con tierra. Después de varios meses, en la porción encorvada de los tallos se habían formado sistemas radicales fuertes (derecha); las nuevas plantas se separan de la planta madre para que crezcan independientes.

Fig. 14-5 Propagación de avellanos en Oregon por acodamiento simple. La hilera central está formada por plantas madres. Las dos hileras laterales son de plantas acodadas, las cuales se sacarán al final de la estación de crecimiento. Las flechas señalan las ramas de la planta madre que han sido dobladas y colocadas bajo tierra para que enraicen, según se mostró en la Fig. 14-3.



Acodado compuesto o serpentino

El acodado compuesto es, en esencia, igual al acodado simple, excepto que la rama es cubierta y expuesta alternadamente en su extensión, con lo cual es posible obtener varias nuevas plantas de una sola rama.

Este método se usa para propagar plantas que tienen ramas largas y flexibles, como las vides Muscadine. Las enredaderas ornamentales, como *Wisteria* y *Clematis* también se pueden propagar en esta forma, aunque este método lo usan con más frecuencia los aficionados que los propagadores comerciales.

Acodado aéreo (acodo Chino, acodo de maceta, circumposición, marcottage, gootee)

El acodado aéreo se usa para propagar diversos árboles y arbustos tropicales y subtropicales, (31, 46) incluyendo el litchi (17) y el limón persa (*Citrus aurantifolia*). (40) Se utiliza en los invernaderos para especies de *Ficus*, croton, *Monstera* y filodendro para producir con rapidez plantas grandes. (24, 34) El acodado aéreo también es efectivo para hacer enraizar pinos maduros. (2, 6, 19, 29) Usando como envoltura película de polietileno, es posible hacer acodados aéreos de plantas a la intemperie (Fig. 14-6). (15, 17, 47).

Los acodados aéreos se hacen en la primavera en madera del año anterior o, en algunos casos, a fines del verano en ramas parcialmente endurecidas. En algunas ocasiones pueden usarse tallos mayores de 1 año, pero el enraizamiento es menos satisfactorio y las plantas grandes que se producen son algo más difíciles de manejar después del enraizamiento. En los tallos acodados, la presencia de numerosas hojas activas acelera la formación de raíces. En plantas tropicales de invernadero, el acodamiento debe hacerse después de que se hayan desarrollado varias hojas durante un periodo de crecimiento.

El primer paso en un acodo aéreo es anillar o cortar la corteza del tallo (véase Fig. 14-6), y dependiendo de la clase de planta, se quita por completo de alrededor del tallo una tira de corteza de 1.8 a 2.5 cm de ancho. Para retardar la cicatrización es aconsejable raspar la superficie expuesta para asegurarse de la remoción completa del floema y del cámbium. Otro procedimiento consiste en hacer cortes inclinados hacia arriba en uno o ambos lados del tallo, de unos 3 cm de largo, manteniendo las dos superficies separadas con musgo esfagníneo o un trozo de madera. En *Ficus* (5), se ha mostrado que el anillado ocasiona déficit de agua y manchas

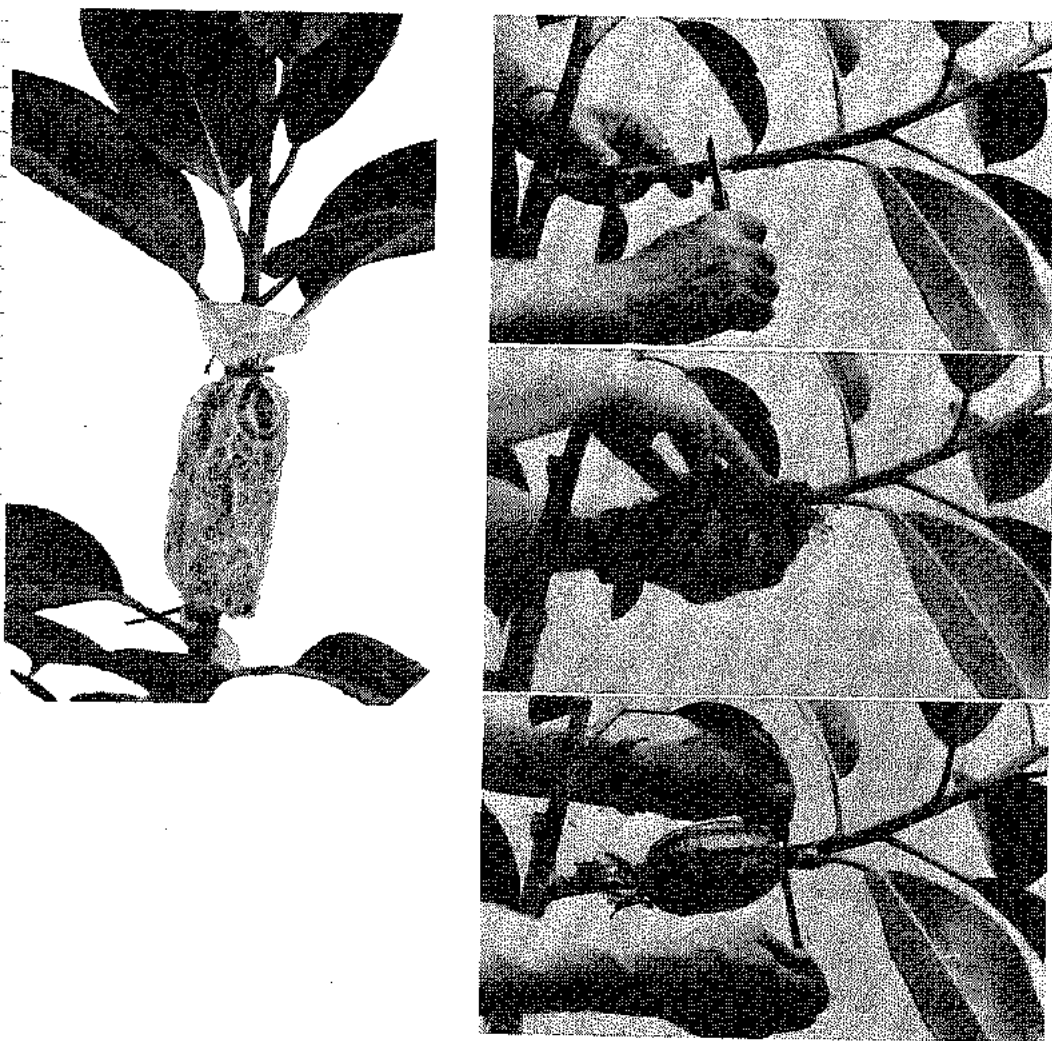


Fig. 14-6 Pasos seguidos en la ejecución de un acodado aéreo en una planta de *Ficus elastica* usando película de polietileno. *Izquierda*: raíces de un acodo aéreo de *Ficus elastica* que se ven a través de la cubierta de plástico transparente. En este estado el acodo está listo para ser separado de la planta madre y colocado en maceta. *Derecha (arriba)*: el tallo debe anillarse en una extensión de 2.5 cm para inducir la formación de raíces adventicias arriba del corte. *Alrededor de la sección anillada se coloca una bola de musgo esfagníneo ligeramente húmedo (en medio)*. *Alrededor del musgo se coloca una envoltura de película de polietileno y se ata en cada extremo (abajo)*.

en las hojas, mientras que los cortes no los provocan. Para reducir el déficit de agua también resulta efectivo proporcionar un 50% de sombra. La aplicación de un material estimulador del enraizamiento, como ácido indolbutírico, a la herida expuesta resulta benéfico. Aumentando la concentración hasta el 4% de IBA en talco, se ha obtenido un aumento en el enraizamiento y supervivencia de acodos aéreos de pecanero. (39) Para encerrar las superficies expuestas, se colocan alrededor del tallo unos dos puñados de musgo esfagníneo humedecido, del que se

haya quitado el exceso de humedad apretándolo en las manos. Si el contenido de humedad del musgo es muy alto, el tallo se pudre.

El musgo esfagníneo colocado alrededor de la rama se envuelve en cuadro de película de polietileno de unos 20 × 25 cm, en tal forma que lo cubra por completo. Los extremos de la cubierta se deben doblar (como al envolver la carne), con el doblez en el lado inferior. Los dos extremos deben torcerse para asegurarse de que no puede penetrar agua al interior. El papel de aluminio también es útil para estos fines. (6, 45) La cinta adhesiva, como aquella impermeable que usan los electricistas, sirve bien para envolver los extremos. La envoltura debe empazarse bastante arriba del extremo de la cubierta para asegurarse de que la cierra bien, en particular el extremo superior. Otros materiales que pueden usarse con este objeto son las bandas de caucho para injertos y las cintas que usan los floristas.

El acodo se separa de la planta madre cuando a través de la película transparente se observa que han crecido raíces (Fig. 14-6). En algunas plantas, el enraizamiento ocurre en un periodo de 2 a 3 meses o menos. Los acodos que se hagan en primavera o a inicios del verano es mejor que se dejen en su sitio hasta que las ramas entren en descanso en el otoño y se separan en esa época. El acebo, las lilas, las azaleas y las magnolias deben dejarse cuando menos por 2 estaciones. (11) En general, es conveniente separar el acodo para trasplante cuando no esté en crecimiento activo.

De ordinario es aconsejable podar para reducir la copa en proporción a las raíces. Póngase el acodo enraizado en un recipiente adecuado y colóquese bajo niebla o en condiciones frescas y húmedas, como en una estructura cerrada, en donde las plantas puedan ser asperjadas frecuentemente con agua. Si se coloca en macetas en el otoño, para primavera, por lo general, se ha desarrollado un sistema radical suficientemente grande para permitir cultivarlo con éxito a la intemperie. Probablemente el procedimiento más satisfactorio es colocar el acodo enraizado bajo niebla durante varias semanas, seguido por un endurecimiento gradual. (35)

Acodado en montículo o banquillo

El acodado en montículo o banquillo se usa comercialmente en forma principal para producir varios patrones clonales de manzano y de peral así como patrones de membrillero, uva crespá, y grosella (*Ribes*) (véanse Figs. 14-7 y 14-8). (4, 7, 14, 16)

Una cama de banquillos se establece plantando material materno sano de tamaño adecuado (de 8 a 10 mm de diámetro), en un suelo fértil, suelto, bien drenado, un año antes de que se vaya a empezar la propagación. Las plantas madres se deben colocar en el surco a una distancia de 30 a 38 cm, pero el espaciamiento entre surcos varía con las diversas condiciones y el tipo de equipo de vivero que se use. La anchura o separación de los surcos debe ser la suficiente para permitir ejecutar en primavera y verano las operaciones de escarda y aporcado. En Inglaterra se recomiendan surcos de 1 m de ancho (16), pero en Nueva York se ha encontrado conveniente una separación de 2.4 m. (4)

Antes de que se inicie el crecimiento nuevo de la primavera siguiente, todas las plantas se recortan hasta unos 2.5 cm arriba del suelo. En el segundo año usualmente se desarrollan de la corona de dos a cinco brotes, pero en los años siguientes se producen más. Cuando los brotes han alcanzado una altura de 7.6 a 12.7 cm, se aporcan con tierra suelta, serrín o una mezcla de tierra y serrín hasta la mitad de su altura. Una vez que alcanzan de 19 a 25 cm de alto, se hace un segundo aporcado. Se va añadiendo medio de enraizamiento adicional alrededor de las bases de las ramas, pero siempre no más de la mitad de su altura total. A mediados del verano se

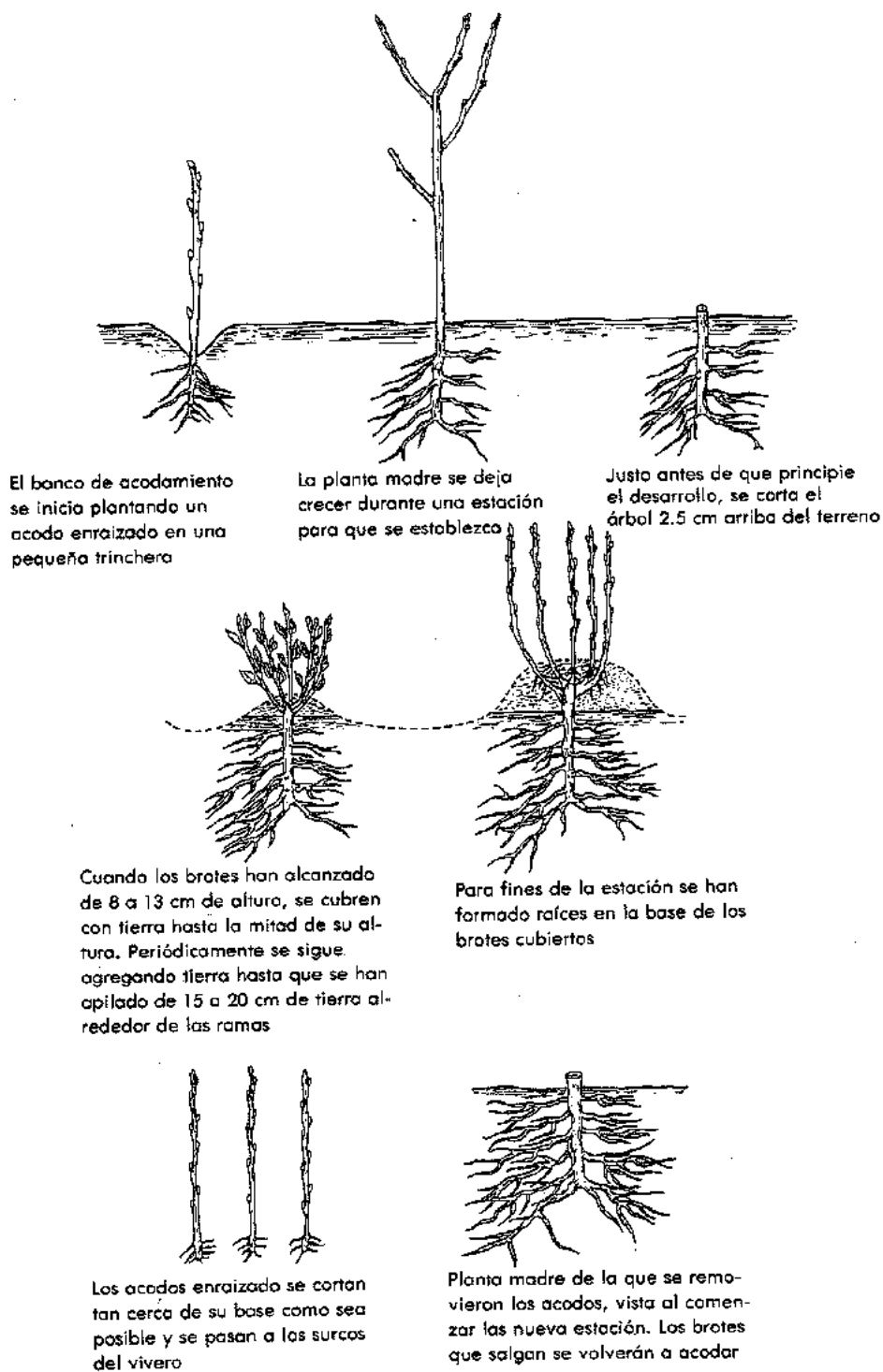
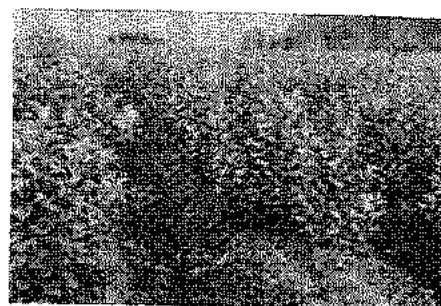


Fig. 14-7 Pasos seguidos en la propagación por acodado en manticula (o banquillo).

Fig. 14-8 Arriba: medio de enraice formado por vira de madera y tierra, separado para mostrar la producción de raíces para fines de verano. Abajo: cama de banquillos usada para propagar patrones clonales de manzano.



hace un tercer (y último) aporcado, cuando las ramas han llegado a una altura aproximada de 45 cm. Para entonces la base de las mismas estará cubierta con tierra a una altura de 15 a 20 cm.

Las ramas acodadas de plantas de propagación fácil deben haber enraizado lo suficiente al final de la estación de crecimiento como para ser separadas del banquillo materno y pasarse a los surcos del vivero. Los acodos enraizados se cortan cerca de su base para conservar baja la altura del banquillo materno. Estos acodos enraizados se manejan como plántulas enraizadas y se trasplantan directamente a los surcos del vivero.

Después de haber cortado las ramas, los banquillos maternos quedan expuestos hasta que las nuevas ramas han crecido de 7.6 a 12.7 cm, que es cuando se da principio a los aporques para el año siguiente.

El corte total de las plantas, seguido por el acodado de montículo de las ramas vigorosas juveniles, se ha descrito como un método para hacer enraizar plantas de cajú (nuez de la India) de 6 a 7 años de edad (33), pecaneros procedentes de semilla de 1 y 2 años de edad (28) y de otras plantas difíciles de hacer enraizar.

Con manejo apropiado, una cama de banquillo puede usarse durante 15 a 20 años, siempre que se mantenga en condición vigorosa y se controlen enfermedades, insectos y malezas.

En muchas plantas, el anillado de las bases de las ramas mediante la colocación de un alambre durante unas 6 semanas después de que ha empezado su crecimiento ha estimulado el enraizamiento. (15, 23, 26, 31, 37) En acodos de manzano, el tamaño del sistema radical se ha incrementado en ramas que han crecido a través de los espacios de una malla de alambre galvanizado de 45 cm de ancho y con aberturas de 0.5 cm por lado colocada en el surco encima de

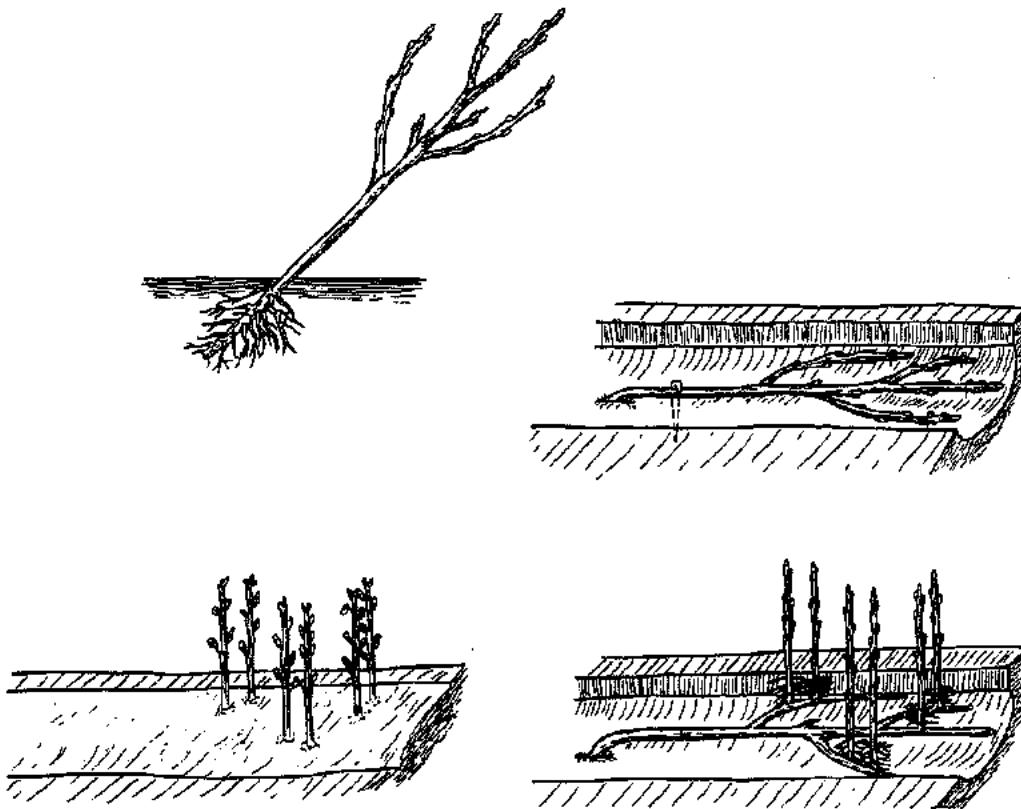


Fig. 14-9 Pasos que se siguen para el acodamiento en trinchera. Arriba, izquierda: planta madre después de un año de crecimiento en vivero. Los árboles se plantaron en el surco con una inclinación de 30 a 45 ° y a una distancia de 46 a 78 cm entre sí. Arriba, derecha: justo antes de que se inicie el crecimiento, la planta se coloca plana en el fondo de una trinchera de unos 5 cm de profundidad. Las ramas se recortan un poco y las ramas débiles se eliminan. El árbol debe quedar completamente plano, asegurado con clavijas de madera o sujetadores de metal. Abajo, izquierda: a intervalos se añade un medio de enraizamiento, como musgo turboso o serrín, para producir ahilamiento en unos 7.5 cm de la base de las ramas en desarrollo. Aplíquese primero una capa de 2.5 a 5 cm antes de que se hinchen las yemas. Repita la aplicación a medida que solan los brotes y antes de que se expandan. Las coberturas posteriores se hacen con menos frecuencia y sólo se cubre la mitad del brote. El medio final debe tener de 15 a 19 cm de grueso. Abajo, derecha: al final de la estación se quita el medio y los acodos enraizados se cortan cerca de la planta madre. El acodamiento puede repetirse cada año.

los tocones cortados. Las nuevas ramas que crecen a través de la malla se anillan poco a poco a medida que avanza la estación. (22) Las raíces se forman en el tallo arriba de la malla de alambre.

Se han producido plantas injertadas de yema de manzano y de cítricos, (13, 27) injertando el acodo en su sitio en la cama. Esto puede hacerse a mediados de la estación de crecimiento, trasplantando después los acodos en el otoño a los surcos del vivero para que crezcan durante otra estación.

Acodamiento en trinchera

El acodado en trinchera (método de ahilamiento), consiste en cultivar una planta o una rama de planta en posición horizontal en el fondo de una trinchera y cubrir con tierra los brotes nuevos a medida que se desarrollan, de manera que se ahilen sus bases. En las bases de los nuevos brotes se desarrollan raíces (véase Fig. 14-9). El acodamiento en trinchera se usa, principalmente, para especies leñosas que son difíciles de propagar por acodamiento en montículo.

El primer paso de este procedimiento implica el establecimiento de la cama madre que, como en el acodado de montículo, puede usarse durante varios años. Se plantan acodos enraizados o árboles de vivero de 1 año, injertados de púa o de yema, a una distancia de 45 a 76 cm entre sí, con una inclinación de 30 a 45 °C en el surco. Los surcos deben estar a una distancia de 1.2 a 1.5 m, con anchura suficiente para permitir las labores de cultivo y arrimar tierra a las plantas hasta una altura de 15 cm. Luego, las plantas se cortan a una altura uniforme, de 45 a 60 cm, y se les deja crecer durante una estación. En algunos casos (como en el acodamiento de nogales), las plantas se pueden colocar horizontalmente en la trinchera y los brotes que se desarrollan se acodan el primer año. En la Fig. 14-9 se muestran más detalles.

El acodamiento en trinchera puede practicarse en árboles o arbustos establecidos encorvando ramas o guías largas, flexibles hasta el suelo como se hace en el acodado simple, pero colocándolas planas en una trinchera. La rama se cubre en toda su longitud, pero se deja expuesta la punta. Los nuevos brotes que salen de las yemas que están a lo largo del tallo crecen hacia arriba a través del suelo, formando raíces en sus bases. A este último procedimiento se le llama acodamiento continuo.

MODIFICACIONES DE PLANTAS QUE REPRESENTAN ACODAMIENTO NATURAL

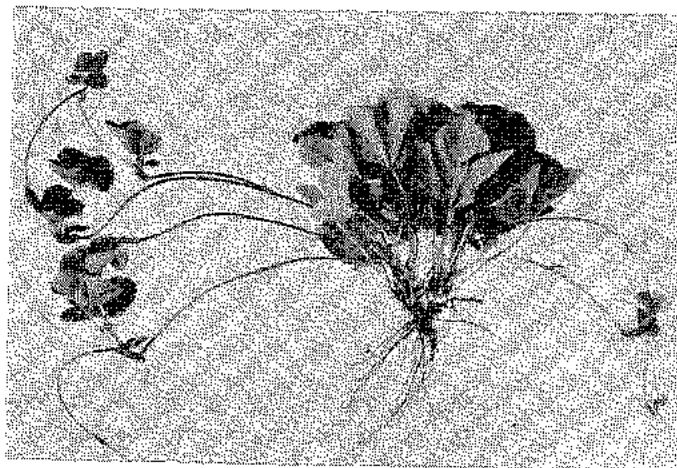
Algunas plantas presentan modificaciones de su estructura vegetativa o su método de crecimiento que conducen a su incremento natural en forma vegetativa. Las que se enumeran a continuación se pueden considerar como formas naturales de acodamiento y a menudo se utilizan para la propagación.

Latiguillos

Un latiguillo es un tallo especializado que se desarrolla de la axila de una hoja en la corona de la planta, crece horizontalmente sobre el terreno y forma una nueva planta en uno de los nudos. La fresa es una planta característica de las propagadas en esta forma, (Fig. 14-10). Entre otras plantas que se propagan también por latiguillos se encuentra el pinillo (*Ajuga*), el geranio fresa (*Saxifraga sarmentosa*) y (*Duchesnea indica*), que se emplea como cubierta del suelo. Las plantas de estas especies al crecer forman una roseta o corona. Algunos helechos, como el helecho de Boston (*Nephrolepis*) produce ramas semejantes a latiguillos. Los latiguillos de la planta araña (*Chlorophytum comosum*) se muestran en la Fig. 14-11.

En la mayoría de las cultivares de fresa, la formación de los latiguillos está relacionada con la longitud del día y con la temperatura. Los latiguillos son producidos en días largos, de 12 a 14 h o más, con las temperaturas elevadas de mediados del verano. Las nuevas plantas se producen en nudos alternados. Estas producen raíces pero quedan por cierto tiempo pegadas a la

Fig. 14-10 Latiguillos saliendo de la corona de una planta de fresa. Las nuevas plantas se producen en cada segundo nudo. Las plantas hijas a su vez producen latiguillos adicionales y nuevas plantas.



planta madre. Las nuevas plantas producen a su vez latiguillos. Los tallos de unión mueren a fin del otoño o del invierno y cada planta hija queda separada de las otras.

En la propagación por latiguillos, las plantas hijas se sacan una vez que tienen una buena formación de raíces y se trasplantan al sitio deseado. Las plantas de fresa también se multiplican por micropropagación. (3, 12)

Estolones

Los estolones son tallos especiales modificados, producidos por algunas plantas, que crecen en el terreno en forma horizontal. Pueden ser tallos postrados o desparramados que crecen sobre el

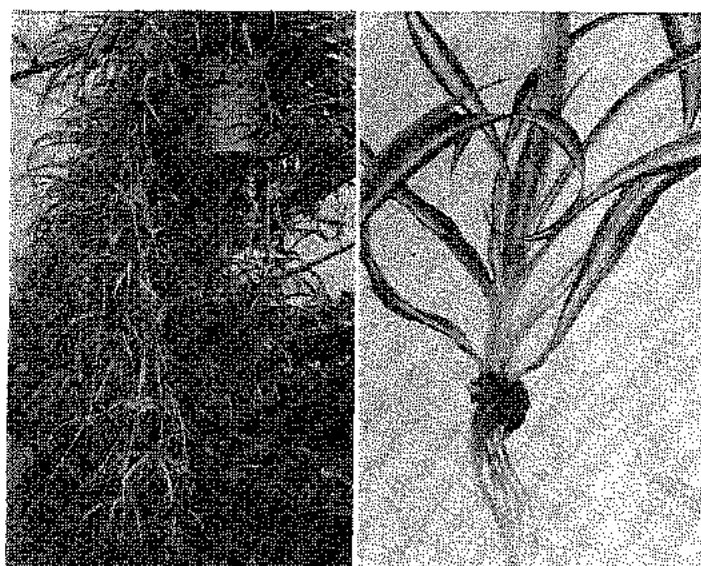


Fig. 14-11 Izquierda: masas de latiguillos que han crecido en plantas araña (*Chlorophytum cornosum*). Derecha: las plantitas enraizadas que se encuentran al final de los latiguillos se pueden cortar y plantar.

terreno, como se encuentra en algunas especies leñosas tales como *Cornus stolonifera*. El término describe también las estructuras horizontales de tallo que presentan en el pasto Bermuda (*Cynodon dactylis*) en *Ajuga*, en la menta (*Mentha*) y en *Stachys*. (36) En la tuberización intervienen tallos subterráneos semejantes a estolones siendo los que se desarrollan a formar un tubero de patata.

Los estolones pueden tratarse como acodos enraizados de ocurrencia natural y pueden cortarse de la planta madre y plantarse.

Hijuelos

Un hijuelo es un tipo característico de brote lateral o rama que se desarrolla de la base del tallo principal de ciertas plantas. Este término se aplica generalmente al tallo engrosado, acortado y con aspecto de roseta. Muchos bulbos (véase Cap. 15 para detalles) se reproducen produciendo en su base bulbillos que son hijuelos típicos. El término hijuelo (o macollo como algunas veces se le llama) se aplica también a las ramas laterales que salen en el tallo de las monocotiledóneas como la palma datilera, la piña o el banano (véase Cap. 18) (Fig. 14-12).

Los hijuelos se separan cortándolos con una navaja afilada, haciendo el corte pegado al tallo principal. Si está bien enraizado, el hijuelo puede ponerse en maceta, como se hace con cualquier estaca enraizada. Si tiene raíces insuficientes, se coloca en un medio favorable para su enraizamiento y se trata como una estaca de tallo con hojas.

En los casos en que el desarrollo de los hijuelos es escaso, cortando la roseta principal puede estimularse el desarrollo de los hijuelos del tallo viejo, en la misma forma en que la remoción de la yema terminal estimula el desarrollo de brotes laterales en cualquier otro tipo de planta.



Fig. 14-12 Remoción de un hijuelo de palma datilera usando cincel y mazo. Tomado de R. W. Nixon, "Date Culture in the United States". Circular del Depto. de Agricultura de los Estados Unidos, No. 728.

El incremento natural por medio de hijuelos tiende a ser lento y no es apropiado para la propagación comercial. Sin embargo, en muchas de estas monocotiledóneas la tasa natural de reproducción puede ser estimulada grandemente con el empleo de técnicas de multiplicación usadas en la micropropagación en cultivos asépticos (véanse Caps. 16 y 17). Con el desarrollo de estos procedimientos, se ha incrementado mucho la propagación comercial de plantas convenientes de este grupo. El incremento de ramas se efectúa ya sea por la estimulación de la ramificación axilar o por la inducción de brotes adventicios.

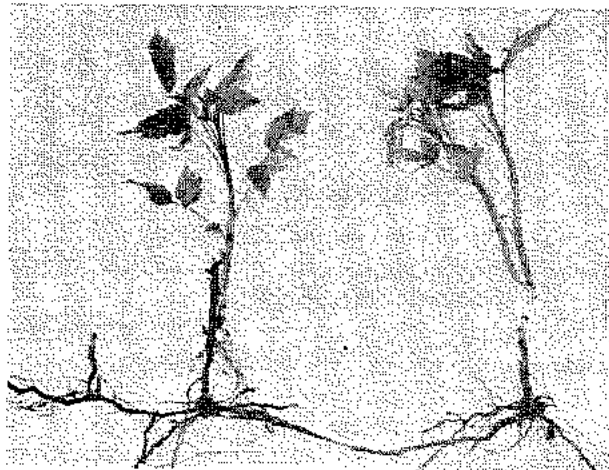
Los hijuelos de la palma datilera no enraizan con facilidad si se separan de la planta madre. Usualmente se les acoda durante 1 año antes de separarlos. Para multiplicar vegetativamente clones específicos se dispone de métodos alternos en los que se recurre a la micropropagación de puntas de ramas o yemas laterales en cultivos asépticos. Es posible producir plantitas de embriones somáticos obtenidos de callo o de la proliferación y enraizamiento de puntas de ramas y yemas laterales, aunque las tasas de producción pueden ser relativamente bajas. (43)

Vástagos o chupones

Un vástago es un brote que se origina en una planta debajo de la superficie del suelo, como se muestra en la Fig. 14-13. El uso más preciso para este término es para designar un brote que sale de una yema adventicia en una raíz. Sin embargo, en la práctica, a los brotes que se originan en la cercanía de la corona, también se les llama *vástagos* aunque se originan en tejido de tallo. En un árbol injertado, los viveristas generalmente llaman vástagos a los brotes que salen del patrón abajo de la unión del injerto. En contraste, a un brote que salga de una yema latente de un tallo de varios años de edad, por ejemplo, en el tronco o ramas principales, se les debe llamar *chupón*.

Los vástagos se desentierran y se cortan para separarlos de la planta madre. En algunos casos se puede retener parte de la raíz vieja, aunque la mayoría de las nuevas raíces saldrá de la base del vástago. Es importante desenterrar el vástago más bien que tratar de arrancarlo, para evitar lesionar su base. En caso de que los vástagos hayan formado escasa o ninguna raíz, se les trata como a los acodos o a las estacas. Generalmente se extraen en la estación de reposo.

Fig. 14-13 Chupones que salen como brotes adventicios de las raíces de una planta de frambuesa roja. Una vez bien enraizados, los chupones pueden separarse de la planta madre y trasplantarse a su sitio permanente.



División de coronas

En horticultura el término corona se usa generalmente para designar en la planta aquella parte del tallo, localizada en el suelo o debajo de su superficie, de la que se originan nuevos brotes. En árboles y arbustos con un solo tallo, la corona es principalmente un punto de referencia cercano a la superficie del suelo, que marca la zona general de transición entre la raíz y el tallo. En las herbáceas perennes la corona es la parte de la planta de la que anualmente salen nuevos brotes. La corona de muchas herbáceas perennes está formada por muchas ramas, cada una de las cuales es la base del tallo de la estación en curso, el cual se originó de la base de las ramas del año anterior. El crecimiento de estos nuevos brotes es estimulado a medida que los tallos viejos mueren después de florear. A lo largo de la base de estos nuevos tallos se forman raíces adventicias. Estos nuevos tallos finalmente floorean, ya sea el mismo año en que son producidos o al siguiente. Como resultado de la producción anual de nuevos brotes y de la muerte de los brotes viejos, en unos cuantos años la corona puede alcanzar bastante extensión y es posible que se necesite dividirla para evitar que se apretujen demasiado.

Los arbustos leñosos de muchas ramas pueden formar coronas extensas. Aunque un tallo leñoso individual puede persistir durante un número de años, continuamente se forman nuevos brotes, de la corona, los que acaban por desplazar a los brotes más viejos. Las coronas de esos arbustos se pueden dividir en la estación de reposo y tratarse como si fuera una estaca enraizada grande.

La división de la corona es un método importante para la propagación de herbáceas perennes y, en cierto grado, de arbustos leñosos, debido a que es un método sencillo y digno de confianza. Tales características hacen que este método sea muy útil al aficionado y al jardinero profesional, a los que generalmente les interesa sólo un incremento modesto de una planta en particular.

Las coronas de plantas herbáceas perennes que se cultivan a la intemperie usualmente se dividen en la primavera justo antes de que empiece el crecimiento o a fines de verano, o en otoño, al final de la estación de crecimiento. Como regla general, las plantas que floorean en primavera y en verano y crecen poco después de la floración se deben dividir en el otoño. Aquellas que floorean en el verano y el otoño y crecen poco o nada hasta la primavera se deben dividir al inicio de la primavera. Las plantas cultivadas en maceta se dividen cuando se vuelven muy grandes para el recipiente en que están creciendo. La división es necesaria para mantener la forma variegada de algunas plantas que de ordinario se propagan por estacas de hoja, como *Sansevieria*. (20)

En la división de coronas, las plantas se sacan de la tierra y se cortan en secciones con una navaja. En herbáceas perennes, como la margarita Shasta (*Chrysanthemum superbium*) o el lirio de día (*Hemerocallis*) (véase la Fig. 14-14), en que de la corona se produce una abundancia de hijuelos, cada uno de ellos puede ser separado del grupo viejo y ser plantado por separado, descartando las partes más viejas del conjunto de plantas.

Para la producción comercial de cultivares mejoradas, la multiplicación es muy lenta. Se puede obtener un incremento en la producción de brotes para enraizar cortando al ras la corona al principio de la primavera después de que se inicia el nuevo crecimiento y tratándola con citokinina. (1) Una propagación más rápida se obtiene mediante la propagación por cultivo de tejidos, regenerando plantas del callo producido en pétalos y sépalos (21, 30) (véanse Caps. 16 y 17).

Las herbáceas perennes, generalmente propagadas por división, pueden también ser propagadas con facilidad mediante micropropagación en sistemas asépticos de cultivo. (49) La ra-

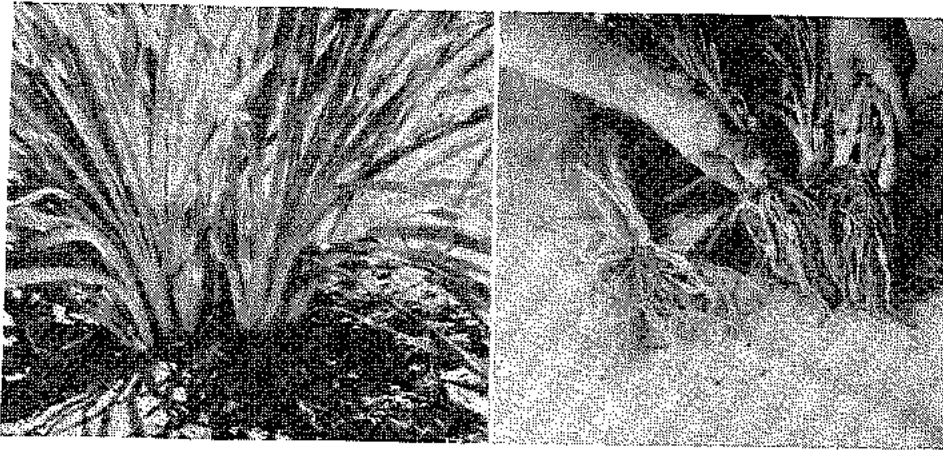


Fig. 14-14 La propagación por división de coronas ilustrada con la división de un macolito de lirio del día (*Hemerocallis*).

mificación axilar se aumenta mucho y la multiplicación puede lograrse en una tasa muy elevada con un mínimo de plantas madres.

BIBLIOGRAFIA

1. Apps, D. A., and C. W. Heuser. 1975. Vegetative propagation of *Hemerocallis*—including tissue culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:362-67.
2. Barnes, R. D. 1974. Air-layering of grafts to overcome incompatibility problems in propagating old pine trees. *New Zealand Jour. For. Sci.* 4(2):120-26.
3. Boxus, P., M. Quoirin, and J. M. Laine. 1977. Large scale propagation of strawberry plants from tissue culture. In *Applied and fundamental aspects of plant cell, tissue and organ culture*, J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. New York: Springer-Verlag, pp. 130-43.
4. Brase, K. D., and R. D. Way. 1959. Rootstocks and methods used for dwarfing fruit trees. *N.Y. Agr. Exp. Sta. Bul.* 783.
5. Broschat, T. K., and H. M. Donselman. 1981. Effects of light intensity, air layering, and water stress on leaf diffusive resistance and incidence of leaf spotting in *Ficus elastica*. *HortScience* 16(2):211-12.
6. Cameron, R. J. 1968. The leaching of auxin from air layers. *New Zealand Jour. Bot.* 6(2):237-39.
7. Carlson, R. F., and H. B. Tukey. 1955. Cultural practices in propagating dwarfing rootstocks in Michigan. *Mich. Agr. Exp. Sta. Quart. Bul.* 37:492-97.
8. Chase, H. H. 1964. Propagation of oriental magnolias by layering. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:67-69.
9. Ching, F., C. L. Hamner, and F. Widmoyer. 1956. Air-layering with polyethylene film. *Mich. Agr. Exp. Sta. Quart. Bul.* 39:3-9.
10. Congdon, M. L. 1954. Mass production of deciduous shrubs by layering. *Proc. Plant Prop. Soc.* 4:39-45.

11. Creech, J. L. 1954. Layering. *Nat. Hort. Mag.* 33:37-43.
12. Damiano, C. 1980. Strawberry micropropagation. In *Proc. conf. on nursery production of fruit plants through tissue culture; Applications and feasibility*, R. H. Zimmerman, ed. U.S. Dept. of Agr. Sci. and Education Administration ARR-NE-11, pp. 11-22.
13. Duarte, O., and C. Medina. 1971. Propagation of citrus by improved mound layering. *HortScience* 6:567.
14. Dunn, N. D. 1979. Commercial propagation of fruit tree rootstocks. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:187-90.
15. Du Preez, D. 1954. Propagation of guavas. *Farming in South Africa* 29:297-99.
16. Garner, R. J. 1979. *The grafter's handbook* (4th ed.). New York: Oxford University Press.
17. Grove, W. R. 1947. Wrapping air layers with rubber plastic. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 60:184-89.
18. Hanger, F. E. W., and A. Ravenscroft. 1954. Air layering experiments at Wisley. *Jour. Roy. Hort. Soc.* 79:111-16.
19. Hare, R. C. 1979. Modular air-layering and chemical treatments improve rooting of loblolly pine. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:446-54.
20. Henley, R. W. 1979. Tropical foliage plants for propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:454-67.
21. Heuser, C. W., and J. Harker. 1976. Tissue culture propagation of daylilies. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:269-72.
22. Hogue, E. J., and R. L. Granger. 1969. A new method of stool bed layering. *HortScience* 4:29-30.
23. Hostermann, G. 1930. Versuche zur vegetativen Vermehrung von Gehozen nach dem Dahlemer Drahtungsverfahren. *Ber. Deutsch. Bot. Ges.* 48:66-70.
24. Joiner, J. N., ed. 1981. *Foliage plant production*. Englewood Cliffs, N.J.: Prentice-Hall.
25. Knight, F. P. 1945. The vegetative propagation of flowering trees and shrubs. *Jour. Roy. Hort. Soc.* 70:319-30.
26. Maurer, K. J. 1950. Möglichkeiten der vegetativen Vermehrung der Walnuss. *Schweiz. Z. Obst. V. Weinb.* 59:136-37.
27. Medina, C., and O. Duarte. 1971. Propagating apples in Peru by an improved mound layering method. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 96:150-51.
28. Medina, J. P. 1981. Studies of clonal propagation on pecans at Ica, Peru. *The Plant Propagator* 27(2):10-11.
29. Mergen, F. 1955. Air layering of slash pine. *Jour. For.* 53:265-70.
30. Meyer, M. M. 1976. Propagation of daylilies by tissue culture. *HortScience* 11:485-87.
31. Mowry, H., L. R. Toy, and H. S. Wolfe. 1953. Miscellaneous tropical and subtropical Florida fruits. *Fla. Agr. Ext. Ser. Bul.* 156, pp. 1-110.
32. Modlibowska, I., and C. P. Field. 1942. Winter injury to fruit trees by frost in England (1939-1940). *Jour. Pom. Hort. Sci.* 19:197-207.
33. Nagabhushanam, S., and M. A. Menon. 1980. Propagation of cashew (*Anacardium occidentale* L.) by etiolation, girdling and stooling. *The Plant Propagator* 26:11-13.
34. Neel, P. L. 1979. Macropropagation of tropical plants as practiced in Florida. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:468-80.
35. Nelson, R. 1953. High humidity treatment for air layers of lychee. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 66:198-99.

36. Nitsch, J. P. 1971. Perennation through seeds and other structures. In *Plant physiology*, Vol. 6A, F. C. Steward, ed. New York: Academic Press, pp. 413-79.
37. Oppenheim, J. E. 1932. A new system of citrus layers. *Hadar* 5:2-4.
38. Singh, L. B. 1960. *The mango*. London: Leonard Hill.
39. Sparks, D., and J. W. Chapman. 1970. The effect of indole-3-butyric acid on rooting and survival of air-layered branches of the pecan, *Carya illinoensis* Koch, cv. 'Stuart'. *HortScience* 5(5):445-46.
40. Sutton, N. E. 1954. Marcotting of Persian limes. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 67:219-20.
41. Thomas, L. A. 1938. Stock and scion investigations. II. The propagation of own-rooted apple trees. *Jour. Coun. Sci. Industr. Res. Org., Austral.* 11:175-79.
42. Tisserat, B. 1981. Date palm tissue culture. *USDA, Agri. Res. Serv., Adv. in Agr. Tech., Western Series No. 17*, pp. 1-50.
43. Tukey, H. B., and K. Brase. 1930. Granulated peat moss in field propagation of apple and quince stocks. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 27:106-13.
44. Vieitez, E. 1974. Vegetative propagation of chestnut. *New Zealand Jour. For. Sci.* 4(2):242-52.
45. Vinzant, K. L. 1978. Propagation of *Schefflera arboricola* by air layerage and factors affecting long term storage. *The Plant Propagator* 24(1):5-6.
46. Watkins, J. V. 1952. Propagation of ornamental plants. *Fla. Agr. Exp. Sta. Bul. 150*, pp. 1-15.
47. Wyman, D. 1952. Air layering with polyethylene films. *Jour. Roy. Hort. Soc.* 77:135-40.
48. ———. 1953. Layering plants in Holland. *Arnoldia* 13:25-28.
49. Zilis, M., D. Zwagerman, D. Lamberts, and L. Kurtz. 1979. Commercial propagation of herbaceous perennials by tissue culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:404-13.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- GARNER, R. J. 1979. *The grafter's handbook* (4th ed.). New York: Oxford University Press.
- GARNER, R. J., and S. A. CHAUDHRI. 1976. *The propagation of tropical fruit trees*. Hort. Rev. No. 4. Commonwealth Bureau of Hort. and Plant. Crops. East Malling, Maidstone, Kent.
- McMILLAN-BROWSE, P. D. A. 1979. *Plant propagation*. New York: Simon and Schuster.
- MINISTRY OF AGRICULTURE, FISHERIES AND FOOD (London). 1969. Fruit tree raising—rootstocks and propagation (5th ed.). *Bul. 135*.
- TUKEY, H. B. 1964. *Dwarfed fruit trees*. New York: Macmillan.

15

Propagación por Medio de Tallos y Raíces Especializados

Los bulbos, cormos, tubérculos, raíces y tallos tuberosos, rizomas y pseudobulbos son estructuras vegetativas especializadas que funcionan principalmente en el almacenamiento de alimento para la planta en condiciones adversas. Las plantas que poseen estas partes vegetales modificadas, por lo general son herbáceas perennes en las cuales el tallo muere al final de la estación de crecimiento y la planta sobrevive en el terreno como un órgano carnoso, durmiente, que tiene yemas para producir tallos en la siguiente estación. Esas plantas están bien adecuadas para soportar condiciones adversas de crecimiento en su ciclo anual. Los dos ciclos climatológicos para los cuales está adaptado ese comportamiento son el ciclo cálido-frío de las zonas templadas y el húmedo-seco de las regiones tropicales y subtropicales.

Estos órganos especializados también funcionan en la reproducción vegetativa. El procedimiento de propagación que utiliza la producción de estructuras naturalmente separables, como el bulbo y el corno, por lo general, es llamado **separación**. En casos en que la planta se corta en secciones, como se hace con los rizomas, tubérculos y raíces tuberosas, el proceso es llamado **división**.

BULBOS

Definición y estructura

Un bulbo es un órgano subterráneo especializado consistente en un tallo axial corto, carnoso, usualmente vertical (placa basal) que lleva en su ápice un meristema o primordio floral encerrado por escamas gruesas y carnosas (Fig. 15-1). Los bulbos son producidos por plantas monocotiledóneas, en las cuales la estructura usual de la planta se ha modificado para almacenamiento y reproducción.

La mayor parte del bulbo está formado por escamas bulbares, las cuales morfológicamente son las bases continuas y envolventes de las hojas (véase Fig. 15-2). Las escamas exteriores del bulbo, por lo general, son carnosas y contienen materiales nutrientes de reserva, mientras que las escamas que se encuentran hacia el centro funcionan menos como órganos de almacena-

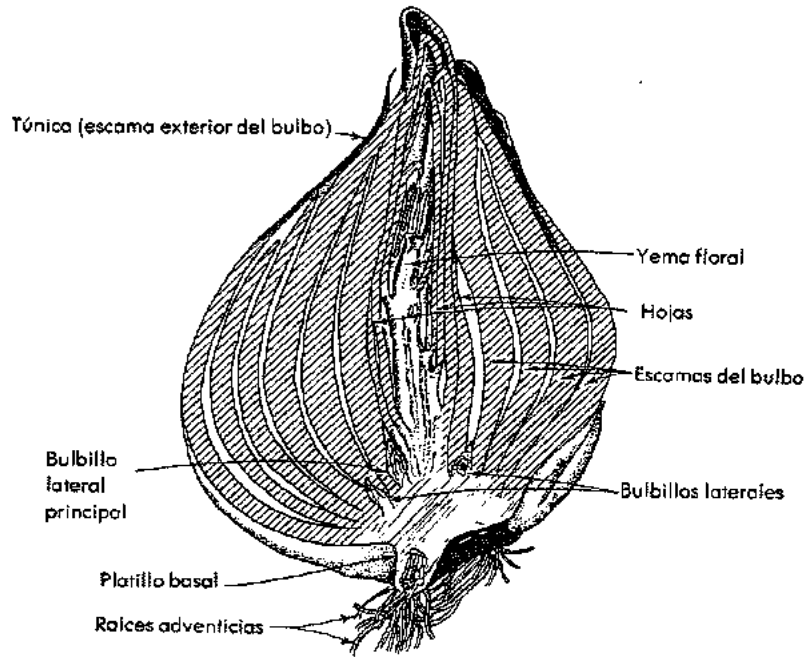


Fig. 15-1 Estructura de un bulbo de tulipán, ejemplo de un bulbo **tunicado laminado**. Corte longitudinal que representa la etapa de desarrollo poco después de que el bulbo se ha plantado en el otoño. Reproducido de Mulder y Luyten. (41)

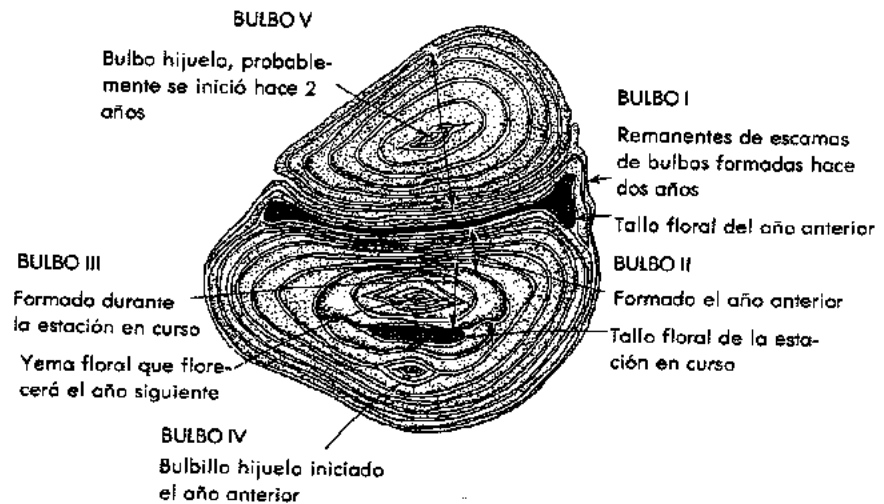


Fig. 15-2 Corte transversal de un bulbo de narciso. Se muestran las escamas foliares continuas, concéntricas que se encuentran en el bulbo laminado. También se muestra la naturaleza perenne del bulbo de narciso, el cual continúa para producir anualmente un nuevo bulbo en el meristema principal. También produce bulbos **hijuelos** laterales. Aquí se muestran partes de cinco bulbos individuales de diferente edad. Reproducido de Huisman y Hartsema. (27)

miento y son más semejantes a hojas. En el centro del bulbo se encuentra ya sea un meristema vegetativo o un tallo floral sin expandir. En las axilas de esas escamas se desarrollan meristemas que producen bulbos en miniatura, llamados **bulbillos**, que cuando alcanzan su tamaño completo son llamados **hijuelos**. En varias especies de lirios se pueden formar bulbillos en las axilas de las hojas, ya sea en la porción aérea o en la parte subterránea del tallo. Los bulbillos aéreos son denominados **bulbillos**, mientras que los órganos subterráneos reciben el nombre de **bulbillos del tallo**. Hay dos clases de bulbos:

BULBOS TUNICADOS

Los bulbos **tunicados (laminados)** están representados por la cebolla, el narciso y el tulipán. Estos bulbos tienen escamas exteriores secas y membranosas. Esta cubierta o **túnica** protege al bulbo contra las lesiones mecánicas y la desecación. Las escamas carnosas se encuentran en capas continuas, concéntricas o **lámina**, de manera que la estructura es más o menos sólida.

Hay tres estructuras básicas de bulbos, definidas por el tipo de escamas y su patrón de crecimiento. El amarilís (*Hippeastrum*) es ejemplo de un tipo en el cual las bases de las escamas están expandidas (Fig. 15-3).

Un segundo tipo que incluye a *Narcissus*, tiene tanto bases de las hojas expandidas como escamas verdaderas. El tulipán es un ejemplo del tercer tipo de bulbo, el cual sólo tiene escamas verdaderas, produciendo hojas en el tallo floral o vegetativo. (45)

En el bulbo almacenado, en reposo, hay presentes primordios radicales, los cuales no crecen sino hasta que se plantan en condiciones adecuadas y en el tiempo apropiado. Se encuentran en una faja estrecha situada alrededor del borde exterior en el fondo de la placa basal.

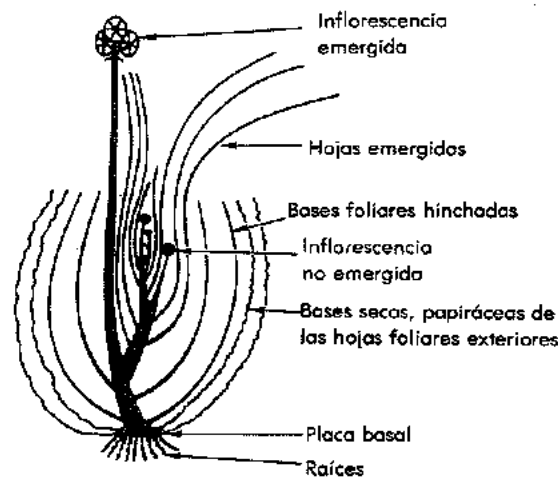


Fig. 15-3 Diagrama que muestra la morfología y el ciclo de crecimiento del bulbo de *Hippeastrum*. Del centro se desarrollan continuamente nuevos bulbos en un ciclo de cuatro hojas y una inflorescencia. Las bases de esas hojas se ensanchan para convertirse en las escamas que contienen alimento almacenado. Las escamas más viejas se desintegran. Tomado de A. R. Rees, *The growth of bulbs*, Academic Press, 1972.

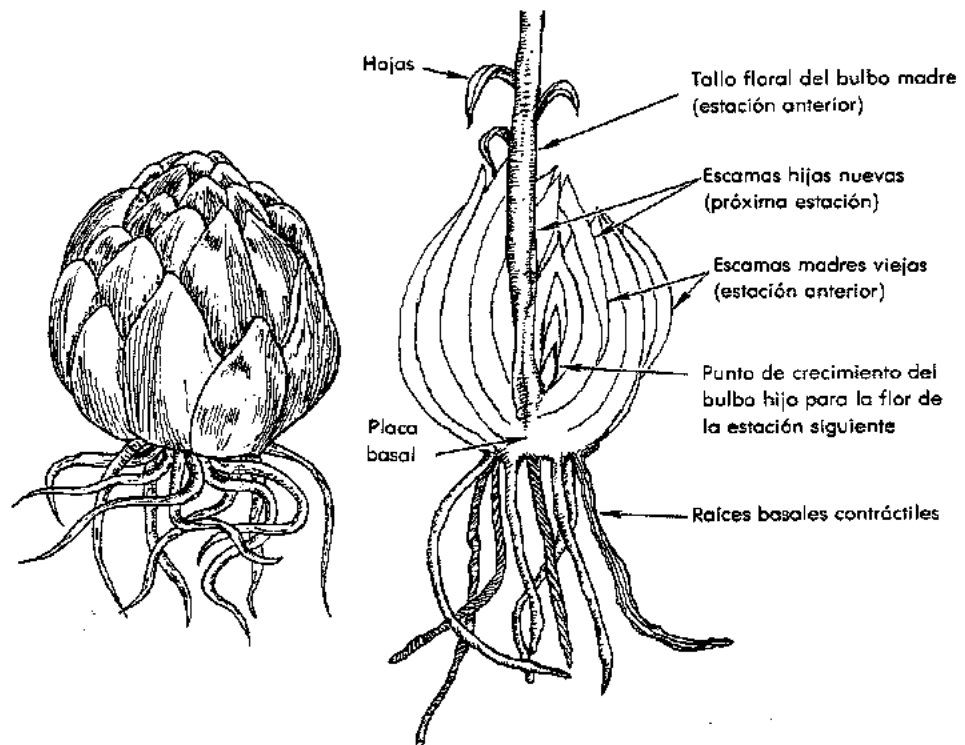


Fig. 15-4 Izquierda: aspecto externo de un bulbo escamoso de lirio (*Lilium hollandicum*). Derecha: corte longitudinal de un bulbo del *L. longiflorum* "Ace", después de su etapa de floración, mostrando las escamas del bulbo madre viejo y aquellas del bulbo hijo nuevo. Bulbo logrado en el otoño, cerca de la época de extracción. (17)

BULBOS NO TUNICADOS

Los bulbos no tunicados (escamosos) están representados por el lirio (Fig. 15-4). Estos bulbos no tienen la cubierta seca envolvente. Las escamas están separadas y adheridas a la placa basal. En general, los bulbos no tunicados se dañan con facilidad y es necesario manejarlos con más cuidado que los bulbos tunicados debiéndoseles conservar continuamente húmedos debido a que los perjudica la desecación. En el bulbo de lirio no tunicado se producen nuevas raíces a mediados del verano o después y persisten durante el año siguiente. (49) En la mayoría de especies de lirios también se forman raíces en el tallo, arriba del bulbo.

En muchas especies se presentan raíces engrosadas contráctiles que se acortan y jalan el bulbo a un nivel dado en el terreno. (45, 58) Los tulipanes no producen raíces contráctiles sino producen estructuras de tipo estolón (droppers), (45) que crecen del bulbo y producen un bulbo en su punta.

Patrón de crecimiento

Un bulbo individual pasa por un ciclo de desarrollo característico que comienza con su iniciación como un meristema y termina en su floración y producción de semilla. Este ciclo gene-

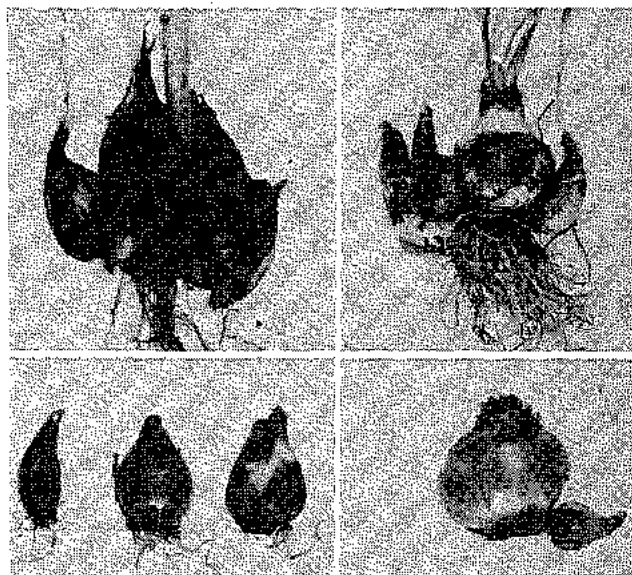
ral de desarrollo está formado por dos fases fundamentales: (a) la fase vegetativa y (b) la fase reproductiva. En la fase vegetativa los bulbillos crecen hasta llegar al tamaño para florecer alcanzando su peso máximo. La fase reproductiva subsecuente comprende la inducción de la floración, la diferenciación de las partes florales, el alargamiento del tallo floral y, finalmente, la floración (y a veces) la producción de semilla. Varias especies de bulbos tienen exigencias ambientales específicas para las fases individuales de este ciclo, las cuales determinan su comportamiento estacional, su adaptación ambiental y sus métodos de manejo. Estas especies de bulbos pueden agruparse en clases, dependientes de su época de floración y método de manejo.

BULBOS QUE FLOREAN EN PRIMAVERA

En este grupo se encuentran grupos comercialmente importantes como los tulipanes, narcisos, jacintos e iris de bulbo, aunque en los jardines también se cultivan otras especies.

Formación de los bulbos. La fase vegetativa principia con la iniciación del bulbillito sobre el platillo basal en la axila de una escama bulbar. En este periodo inicial que, por lo general, dura una sola estación de crecimiento, el bulbillito es relativamente insignificante, ya que se encuentra presente dentro de otro bulbo en crecimiento y sólo puede observarse haciendo la disección del bulbo. Su subsiguiente modo de desarrollo y el tiempo requerido para que el bulbillito llegue al tamaño de florear es algo diferente en las diversas especies. El bulbo del tulipán y del iris del bulbo, por ejemplo, se desintegran al florear, pero dejan un racimo de nuevos bulbos y bulbillitos que se iniciaron en la estación anterior. El más grande de éstos puede para esta época haber alcanzado el tamaño suficiente para florecer, pero los más pequeños necesitarán varios años adicionales de crecimiento (véanse Figs. 15-1 y 15-5). En el narciso, el bulbo que florea continúa creciendo del centro año tras año, produciendo varios hijuelos que pueden quedar adheridos por varios años (véanse Figs. 15-2 y 15-5). El bulbo de jacinto también continúa creciendo año con año, pero debido a que el número de hijuelos que produce es limitado, generalmente se usan métodos artificiales de propagación.

Fig. 15-5 Propagación por bulbos hijuelos. Arriba, izquierda: iris con bulbos. El bulbo viejo se desintegra, dejando un racimo de bulbos. Arriba derecha: narciso. El bulbo continúa creciendo desde el interior cada año, pero continuamente produce bulbos laterales que al final se separan. Abajo, izquierda: narciso. Tres tipos de bulbos: "raja", "bulbo", y de "nariz doble"; Abajo, derecha: jacinto. Produjo bulbos laterales pero el bulbo viejo continúa desarrollándose desde su interior.



El tamaño del bulbo y la cantidad de reserva alimenticia que contenga, determinan directamente el tamaño y calidad de la flor. En consecuencia, el valor comercial del bulbo se determina en gran parte por su tamaño. (3) Aunque también son importantes otros factores tales como la condición del bulbo y la ausencia de enfermedades.

El incremento en peso y tamaño del bulbo en desarrollo se efectúa durante y (principalmente) después de la floración, en tanto el follaje permanezca en buenas condiciones. (10) Las operaciones culturales que favorecen el desarrollo vegetativo comprenden riego, control de malezas, control de enfermedades y de insectos, y fertilización, pero el mayor beneficio de ellas se notará en las flores del año siguiente, debido a que se producen bulbos más grandes. Recíprocamente, las condiciones adversas, tales como malas condiciones de desarrollo, remoción de las hojas, extracción prematura de bulbos, etc., conducen a la producción de bulbos más chicos y una cantidad menor de flores.

Las temperaturas moderadamente frescas tienden a prolongar el periodo vegetativo, mientras que temperaturas más altas pueden ocasionar que cese la fase vegetativa y que se inicie la fase reproductiva. Así pues, un cambio de temperaturas frescas a temperaturas más cálidas al principio de la primavera, como sucede en los climas benignos, acortará el periodo vegetativo, produciendo bulbos más pequeños y, en consecuencia, flores inferiores en el año siguiente. (45) Las áreas para la producción comercial de bulbos rústicos que florecen en primavera se encuentran situadas principalmente en regiones de primavera y verano frescos, tales como Holanda y la zona noroeste del Pacífico en los EUA.

En la mayoría de las especies, aparentemente la longitud relativa del fotoperiodo no es un factor importante que afecte la formación de bulbos. Sin embargo, se ha demostrado que es significativo en algunas especies de *Allium*, como el ajo y la cebolla. (26, 36)

Formación de la yema floral y florecimiento. La iniciación de la fase reproductiva y el término de la fase vegetativa son indicadas por el secamiento del follaje y la maduración del bulbo. Desde ese periodo, los bulbos ya no aumentan ni en peso ni en tamaño. Las raíces se desintegran y el bulbo entra en un periodo aparente de "reposo". Sin embargo, en el interior del bulbo están ocurriendo cambios importantes: el meristema vegetativo está efectuando una transición a brote floral. En la naturaleza toda la actividad de ese periodo se efectúa bajo tierra. En la práctica hortícola, los bulbos se sacan, se almacenan y distribuyen en ese periodo de 3 a 4 meses.

La temperatura controla el avance del estado vegetativo al de floración. (25, 26) En el grupo que florece en primavera, la diferenciación de los primordios florales se efectúa con temperaturas moderadamente cálidas a fines de verano o principios de otoño, tanto en el suelo como en almacén. Para estimular la elongación del tallo florífero se requiere una exposición posterior a temperaturas más bajas pero superiores a 0 °C. A medida que en primavera aumentan las temperaturas, el tallo floral se alarga y subsecuentemente la planta de bulbo florece. El iris bulboso es una excepción en cuanto a que la inducción floral se efectúa con las temperaturas bajas del otoño y de inicios del invierno. Para las especies de los grupos II y III, la inducción ocurre en primavera, después del periodo de almacenamiento.

Para esas fases de desarrollo se ha establecido la temperatura óptima, determinada por el tiempo más corto en que el bulbo florece en las especies importantes, como tulipán, (57) jacinto (9) o narciso, (57) dependiendo también de la cultivar. Esta información es de importancia para el establecimiento de los programas de forzamiento para la producción de flores para venta al menudeo. (5) Manteniendo los bulbos continuamente a temperaturas elevadas (de 30 a 32 °C) o a temperaturas cercanas a 0 °C, se inhibe o retrasa el desarrollo floral y ello puede usarse para alargar el periodo requerido para la floración. Con un cambio a temperaturas favorables, continúa el desarrollo de la yema floral. Este tratamiento (abajo o arriba del óptimo)

puede usarse cuando se envían bulbos de países del Hemisferio Norte a naciones del Hemisferio Sur.

BULBOS QUE FLOREAN EN VERANO

Los lirios son plantas importantes que tienen un ciclo de crecimiento ajustado al patrón estacional de ciclos de temperaturas de verano-invierno de la zona templada. Sus bulbos no tunicados no entran en "reposo" a fines del verano y en el otoño como lo hacen aquellos de tipo tunicado, pero tienen características únicas que deben comprenderse para su manejo apropiado. Aunque las diferentes especies de lirios tienen métodos de reproducción algo distintos, (49, 59) puede servir como modelo el patrón determinado para el lirio de Pascua (*Lilium longiflorum*). (6, 11)

Los lirios florecen a fines de la primavera o a inicios del verano, en el ápice del eje caulinar que porta las hojas. El bulbo productor de flor se conoce como bulbo madre y está formado por el plato basal, las escamas carnosas y el eje floral (Fig. 15-3). Antes de la floración, dentro del bulbo madre se encuentra en desarrollo un nuevo bulbo (o bulbos) hijos, el cual se había iniciado en el otoño e invierno previos, a partir de un meristema situado en la axila de una escama en la base del tallo caulinar. Durante la primavera el bulbo hijo inicia nuevas escamas y primordios florales en el punto de crecimiento. Los inhibidores químicos naturales presentes en las escamas hijas impiden el alargamiento del tallo hijo que se queda latente, pero cuyo desarrollo puede promoverse mediante exposición elevada (37.5 °), a temperatura baja (4.5 °) o con un tratamiento con ácido giberélico. (54)

Después de la floración del bulbo madre, el bulbo hijo ya no produce escamas sino que aumenta en tamaño (circunferencia) y peso hasta que iguala al peso del bulbo madre al cual rodea. El efecto inhibitor de las escamas hijas disminuye al igual que la respuesta a los tratamientos para romper el letargo. (54) En el bulbo madre las raíces basales carnosas persisten durante todo el año y el invierno y, a fines del verano y en el otoño, se desarrollan nuevas raíces adventicias en el platillo basal. Las temperaturas cálidas estimulan la formación de raíces. (12) Los bulbos se deben extraer para su trasplante a medida que "maduran" en el otoño. La parte aérea puede o no haber muerto. Los bulbos se deben manejar con cuidado para impedir lesiones y evitar desecación. El valor comercial de los bulbos depende de su tamaño (circunferencia transversal) y su peso en la época en que se les extrae del suelo, (34) así como de la condición de las raíces carnosas y la ausencia de enfermedades en el bulbo.

La transición del meristema a brote floral no se efectúa sino hasta que, primero, el eje del tallo haya salido a través de la "nariz" del bulbo (6) y, segundo, que éste se haya sometido a temperaturas de enfriamiento. (32) Las temperaturas críticas son de 15.5 a 18.5 °C o menos, y el enfriamiento se vuelve efectivo hasta temperaturas de 2 a 4.5 °C. El almacenamiento de los bulbos a temperaturas elevadas (21 °C o más) o bajas (-0.5 °C) los mantiene latentes y retarda la floración. (53) El contenido de humedad del medio de almacenamiento es importante: si es muy seco el bulbo se deteriora y si es muy húmedo, el bulbo se pudre.

Después de la etapa de inducción de la flor y con el inicio de las temperaturas elevadas, el tallo se alarga, inicia las primeras hojas y luego florea. Las escamas externas del bulbo madre "viejo" se desintegran con rapidez al comienzo de la primavera al producir la flor el nuevo bulbo madre.

Se pueden desarrollar bulbillos en las axilas de las hojas que están bajo tierra o en algunas especies se pueden originar sobre el suelo. Estos aparecen alrededor del tiempo de la floración.

Es posible regular dentro de límites estrechos la época de floración, el tamaño y la calidad de la flor del lirio de Pascua, manipulando la temperatura en diversas etapas después de desenterrar los bulbos en el otoño. (11) La longitud del día también influye en el desarrollo, pero en menor grado. (55)

BULBOS DELICADOS, QUE FLORECEN EN INVIERNO

Hay cierto número de bulbos de flores, procedentes de regiones tropicales, cuyo ciclo de desarrollo está condicionado a un ciclo climatológico húmedo-seco, en lugar de estarlo a un ciclo de temperaturas frío-cálido. El amarilis (*Hippeastrum vittata*) es un ejemplo de esta clase de bulbos (Fig. 15-4). (25, 27) Su bulbo es perenne y su crecimiento se continúa por el centro, desintegrándose las escamas exteriores. Una serie continua de hojas nuevas se produce desde el centro del bulbo durante el periodo vegetativo, que se extiende a fines de invierno hasta el siguiente verano. En la axila de cada cuarta hoja (o escama) que se desarrolla, se inicia un punto meristemático. Así pues, durante el periodo vegetativo se producen una serie de hijuelos vegetativos. Para el otoño (de agosto a octubre), las hojas maduran y el bulbo entra en reposo. Durante este tiempo el bulbo debe estar en condiciones secas. En la duración de este periodo, el *cuarto* meristema a partir del centro y cualquier extremo a éste, cambia a yemas floríferas y el brote inicia un alargamiento lento. Después de 2 a 3 meses de almacenamiento en seco, pueden regarse los bulbos, lo cual hace que los tallos floríferos se alarguen rápidamente, floreciendo a mediados de invierno. Para producir un bulbo que tenga el tamaño suficiente y así formar un brote florífero es esencial que se obtenga un máximo desarrollo del follaje y crecimiento de los bulbos.

Propagación

HIJUELOS

Los hijuelos se utilizan para propagar muchas clases de bulbos. Este método es lo suficiente rápido para la producción comercial de tulípanes, narcisos, iris bulboso y jacinto de racimo, pero, en general, es demasiado lento para lirios, jacintos y amarilis.

Si se les deja sin disturbar, los hijuelos pueden permanecer adheridos al bulbo madre durante varios años. También se les puede remover en la época en que se sacan los bulbos y plantarlos en camas o surcos del vivero para que crezcan hasta el tamaño adecuado para florecer. Esto puede requerir varias estaciones de crecimiento, dependiendo de la clase de los bulbos y el tamaño de los hijuelos.

Tulipán. La plantación de bulbos se hace en el otoño. (9, 17) Para ello se emplean dos sistemas: el de camas que se usa mucho en Holanda y el de surcos o de campo, que se utiliza en su mayor parte en los EUA y en Inglaterra. Las camas tienen, por lo general, 1 m de ancho y están separadas por 31 a 45 cm. El suelo se remueve hasta una profundidad de 9 cm, se colocan los bulbos en surcos a 15 cm de distancia y se cubren con la tierra que se sacó. En el otro sistema, se usan surcos sencillos o dobles, a distancia suficiente como para permitir el uso de máquinas. Para mejorar el drenaje se puede plantar en camellón dos o tres surcos juntos. Los bulbos se colocan en los surcos espaciándolos entre ellos de 1 a 2 cm. Los bulbos pequeños simplemente se reparten a lo largo del surco. Después de plantar, se les puede aplicar mantillo, removiéndolos en la primavera siguiente, antes que principie el crecimiento.

El material de siembra consiste en aquellos bulbos de tamaño mínimo para florear (de 9 a 10 cm de circunferencia o más pequeños). Como el tiempo requerido para producir tamaños que floreen varía con el tamaño del bulbo, el material para siembra, se deberá clasificar en forma tal, que se siembren juntos bulbos del mismo tamaño. Por ejemplo, un bulbo de 8 cm de circunferencia o mayor normalmente requerirá una sola estación para alcanzar tamaño florífero, un bulbo de 5 a 7 cm necesitará dos estaciones y aquellos de 5 cm o menos, 3 años. (17)

Durante la floración y el periodo subsiguiente de crecimiento de los bulbos, se les deben proporcionar buenas condiciones de desarrollo, para que el tamaño y peso de los nuevos bulbos sea el máximo. El follaje no deberá removerse sino hasta que se seque o madure. Las operaciones importantes de cultivo incluyen la remoción de malezas, riego, aspersiones, fungicidas para controlar el tizón *Botrytis* (15) y la fertilización. Las camas se deben inspeccionar para detectar presencia de enfermedades al principio de la estación y para fidelidad a las características del cultivar en la época de floración. Deben eliminarse todas las plantas enfermas o fuera de tipo. (23) En esta época es aconsejable remover las flores, debido a que pueden servir como fuente de infección de *Botrytis* y pueden hacer que baje el peso de los bulbos. (1)

Los bulbos se extraen a mediados del verano cuando las hojas se han vuelto amarillas o las capas exteriores del bulbo han tomado color café oscuro. En el noroeste del Pacífico de los EUA y donde las temperaturas son frescas y las hojas permanecen verdes durante un periodo más largo, la extracción de los bulbos puede hacerse antes que se sequen las hojas. Si los bulbos se extraen demasiado pronto, o si el tiempo cálido ocasiona una maduración precoz, pueden resultar de tamaño pequeño. Los bulbos se extraen con máquinas o a mano, con una pala de mango corto. Después que se les ha sacudido la tierra suelta, se guardan en charolas, en almacenes bien ventilados, para su secado, limpieza, separación y clasificación. Las temperaturas generales de almacenamiento son de 18 a 20 °C. Para una floración temprana forzada los bulbos deben mantenerse a 20 °C durante 3 a 5 semanas y luego colocarse a 9 °C durante 8 semanas. Una floración tardía puede lograrse manteniendo los bulbos a 22 °C durante 10 semanas. Para embarcar del Hemisferio Norte a países del Hemisferio Sur, los bulbos pueden mantenerse a -1 °C hasta fines de diciembre, cambiándolos entonces a una temperatura superior (25.5 °C). (9)

Narciso. Los bulbos de narciso son perennes y cada año producen en su centro un punto meristemático. (18) Además, produce hijuelos que aumentan de tamaño durante varios años hasta que se separan del bulbo original, aunque todavía quedan adheridos al platillo basal. Al hijuelo del bulbo cuando ya se separa de la planta madre, se le conoce con el nombre de "raja", "cuchara" o "costero" y pueden separarse del bulbo madre y plantarse. Dentro del término de un año se convierte en un bulbo "redondo" o de "nariz simple", que contiene una sola yema floral. Un año más tarde, se deberá ver un nuevo hijuelo encerrado entre las escamas del bulbo original, indicando la presencia de dos yemas florales. Al bulbo en este estado se le llama de "nariz doble". Para el año siguiente, el hijuelo se separa y el bulbo pasa a ser un "bulbo madre". La clasificación de los narcisos se hace principalmente por edad, esto es, se clasifican en rajadas, redondos, de nariz doble y bulbos madre. Las clases que se venden comercialmente son los bulbos redondos, de nariz doble y madre. Los bulbos madre se usan como material de plantación para producir más hijuelos y sólo se venden los sobrantes. Los hijuelos o rajadas se vuelven a plantar para que sigan creciendo.

El almacenamiento debe hacerse a temperatura de 13 a 16 °C, con una humedad relativa de 75 %. Para floración forzada precoz, se les puede almacenar a 9 °C durante 8 semanas. Para una floración retardada, se almacenan a 22 °C durante 13 a 15 semanas. Para enviar al Hemis-

ferio Sur, los bulbos pueden almacenarse a 30 °C hasta el mes de octubre y se colocan a -1 °C hasta el fin de diciembre y luego a 25 °C. (9)

El tratamiento con agua caliente y con un fungicida es importante para controlar el nematodo del tallo y del bulbo. (23) Se emplea un tratamiento de 3 a 4 h a 43 °C, pero esa temperatura debe mantenerse con todo cuidado o los bulbos pueden dañarse.

Lirios. Los lirios se multiplican en forma natural, pero, excepto en unas cuantas especies, este incremento es lento y de valor limitado en la propagación, salvo para huertos caseros. (20, 49, 59) Entre las diferentes especies se encuentran diversos métodos de incrementación de bulbos. Por ejemplo, *Lilium concolor*, *L. hansonii*, *L. henryi* y *L. regale*, se multiplican por división de bulbos. Cerca de la base del bulbo madre se inician de 2 a 4 bulbillos laterales. Durante este proceso se desintegra el bulbo madre dejando un racimo apretado de bulbos nuevos. *Lilium bulbiferum*, *L. canadense*, *L. pardalinum*, *L. parryi*, *L. superbum* y *L. tigrinum*, se multiplican por medio de bulbillos laterales producidos del bulbo rizomatoso. A esto a veces se le llama "yemar".

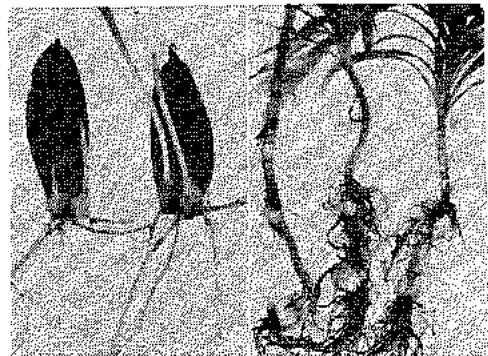
FORMACIÓN DE BULBILLOS EN LOS TALLOS

Para propagar el lirio de Pascua (*Lilium longiflorum*) y algunas otras especies de lirios (Fig. 15-6) se usan *bulbillos subterráneos de tallo*. En el campo, la floración del lirio de Pascua ocurre a principios de verano. Desde la primavera hasta el otoño se forman bulbillos y aumentan de tamaño. (6, 48) En el Hemisferio Norte, entre mediados de agosto y mediados de septiembre, se arrancan los tallos de los bulbos, se juntan y se colocan parados en haces en el campo. Las rociaduras periódicas evitan que los tallos y bulbillos se sequen. De manera similar, también se puede enterrar la base de los tallos a un ángulo de 30 a 45 °C o colocarse horizontalmente en charolas con humedad elevada.

A mediados de octubre, los bulbillos se plantan en el campo a una profundidad de 10 cm y a 2.5 cm de distancia entre sí, en surcos dobles espaciados 91 cm. Aquí se les deja para la siguiente estación. Se sacan en septiembre como bulbos de un año y se replantan, esta vez en surcos simples, a una profundidad de 12.5 cm y de 10 a 12.5 cm de distancia entre sí. Al final del segundo año se sacan y se venden como bulbos comerciales.

La extracción se hace en septiembre, después que se ha arrancado el tallo. Los bulbos se clasifican, se empacan en musgo húmedo y se embarcan. Los bulbos comerciales tienen un tamaño mínimo de 17 a 20 cm de circunferencia. Los bulbos de los lirios deben manejarse cuidado-

Fig. 15-6 Dos métodos de propagación para lirios. Izquierda: en la base de las escamas individuales del bulbo se producen bulbillos. En este método de propagación es posible en casi todas las especies de lirios. Derecha: bulbillos sobre el tallo subterráneo. Estos se producen sólo en algunas especies de lirios.



samente de modo de no lesionarlos y de evitar que se dessequen. Las raíces carnosas también deben conservarse en buenas condiciones. Para almacenamiento por tiempo largo que impida la floración, los bulbos se deben empacar en cajas forradas con película de polietileno que contengan musgo turboso con un 30 a 50% de humedad y almacenar a -1 °C. (53)

En la propagación de bulbos es importante el control de virus, enfermedades fungosas y nematodos. Entre los métodos de control se comprende el empleo de material libre de agentes patógenos para la propagación, (4, 48) el cultivo de plantas en sitios sin agentes patógenos con buenos procedimientos sanitarios y el tratamiento de los bulbos con fungicidas.

En algunas especies de lirios, tales como *Lilium bulbiferum*, *L. sargentiae*, *L. sulphureum* y *L. tigrinum*, se forman en las axilas de las hojas *bulbillos aéreos del tallo*, conocidos comúnmente como *bulbillos*. Los bulbillos se forman al principio de la estación y caen al suelo varias semanas después que la planta favorece. Se cosechan poco tiempo antes que caigan en forma natural y luego se manejan prácticamente en la misma forma que los bulbillos subterráneos de tallo. Se puede inducir un aumento en la producción de bulbillos suprimiendo la yema floral tan pronto como se forme. De manera semejante, en algunas especies de lirios que no forman bulbillos se puede inducir su formación suprimiendo las yemas florales y cortando una semana más tarde la mitad superior de los tallos. Entre las especies que responden a este último procedimiento se encuentran *Lilium candidum*, *L. chalcedonicum*, *L. hollandicum*, *L. maculatum* y *L. testaceum*. (49)

ESTACAS DE TALLO

Los lirios pueden propagarse por estacas de tallo. Las estacas se hacen al poco tiempo después de la floración. Las estacas, en lugar de formar raíces y ramas, como sucede en otras plantas, en las axilas de las hojas se forman bulbillos que producen raíces y brotes pequeños estando en la estaca.

En la propagación de ciertas especies de lirios se pueden usar estacas foliares con yema, consistentes en una hoja y un pequeño talón del tallo viejo. En la axila de la hoja se forma un pequeño bulbillo. Se le maneja en la misma forma que se ha descrito en los otros métodos.

FORMACIÓN DE BULBILLOS EN ESCAMAS (ESCAMADO)

En el escamado, se separan del bulbo madre las escamas individuales del bulbo y se colocan en condiciones de crecimiento adecuadas, formándose bulbillos adventicios en la base de cada escama (Fig. 15-6). En cada escama se desarrollan de 3 a 5 bulbillos. Este método es en particular útil para incrementar con rapidez los ejemplares de una nueva cultivar o para obtener material libre de organismos patógenos. Casi cualquier especie de lirio es apropiada para el escamado. (20, 21)

El escamado se hace a mediados del verano, poco después de la floración, aunque puede hacerse a fines del otoño o aun a mediados de invierno. Se sacan los bulbos, se quitan las dos capas de escamas exteriores y se replanta el bulbo madre para que continúe creciendo. Es posible quitar las escamas hasta el corazón del bulbo, pero esto reduce el crecimiento subsecuente del bulbo madre. Se debe evitar que las escamas se sequen y se deben manejar en forma tal que se evite lesionarlos. Aquellas escamas que tengan señales de pudrición se deben desechar y

las restantes se deben espolvorear o sumergir en un fungicida. El ácido naftalenacético (a razón de 1 ppm) estimula la formación de bulbillos.

Las escamas se manejan por varios métodos: (a) Se les puede plantar en el campo en camas o cajas a una profundidad no mayor de 6.25 cm. Durante el primer año se forma en la escama bulbillos llamados primales. Estos se replantan durante un tercer año para producir los comerciales. (b) Se pueden colocar las escamas en charolas o cajas de arena húmeda, musgo turboso, musgo esfagníneo o vermiculita, durante 6 semanas a 18 -21 °C. Las escamas se insertan verticalmente hasta la mitad de su longitud. En el transcurso de 3 a 6 semanas se deben formar en su base bulbillos pequeños y raíces. Las escamas se trasplantan ya sea a campo abierto o en macetas o cajas con tierra y luego se plantan en el campo en la primavera siguiente. El tratamiento posterior es igual al que se describió para bulbillos subterráneos. (c) Las escamas se pueden empaquetar en capas de vermiculita colocada en cajas forradas con plástico. Se incuban de 6 a 12 semanas a temperaturas de 15 a 26 °C. La temperatura más baja estimula el enraizamiento. Luego, las cajas se colocan en invierno a temperaturas bajas y en la primavera se plantan en surcos. Se requieren 2 años para que alcancen el tamaño adecuado para plantarse. (39)

Un método simple para propagar lirios por escamas es como sigue: después de remover las escamas del bulbo se espolvorean con un fungicida y se colocan de manera que no se toquen entre sí en vermiculita húmeda contenida en una bolsa de polietileno. La bolsa se cierra y amarra y luego se coloca durante 6 a 8 semanas en un sitio en que la temperatura sea bastante constante, de unos 21 °C. Después de que en la base de las escamas los bulbillos han alcanzado un buen desarrollo, la bolsa que contiene las escamas se debe refrigerar entre 2 y 4.5 °C durante cuando menos 8 semanas para superar el letargo. Después, los bulbillos se pueden plantar en macetas y colocarse en el invernadero, o a la intemperie, para que sigan creciendo.

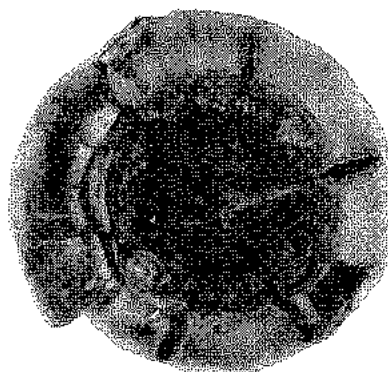
Se ha utilizado el cultivo de tejidos con técnicas asépticas como medio de escamado, principalmente para obtener, mantener y multiplicar material libre de virus (véanse Caps. 16 y 17).

ESTACAS BASALES

El jacinto es la planta principal que se propaga por este método, aunque puede aplicarse a otras, como *Scilla*. Los métodos específicos se denominan "ahuecado" y "división". (9, 19) Estos métodos todos se aplican a bulbos que se han extraído después de que se ha secado el follaje y que tienen de 17 a 18 cm o más de circunferencia. En el ahuecado, el plato basal completo se saca con un escalpelo especial de hoja curva, una cuchara de forma redonda o una navaja pequeña. En la base de las escamas expuestas se forman los bulbillos adventicios. La profundidad del corte debe ser suficiente para destruir el brote principal. En la división, se hacen con una navaja tres cortes en el bulbo como se muestra en la Fig. 15-7, cada uno de ellos a profundidad suficiente para que pase a través del platillo basal y del punto de crecimiento. Los meristemas situados en las axilas de las escamas del bulbo se desarrollan para formar bulbillos.

Para combatir las pudriciones que pudieran desarrollarse durante el periodo posterior de incubación se deberá descartar cualquier bulbo infectado, desinfectar con frecuencia la herramienta con alcohol, formalina o una solución ligera de ácido fénico y espolvorear los bulbos cortados con un fungicida. Es de gran importancia dejar que los bulbos encallezcan a unos 21 °C por un periodo de unos cuantos días a unas semanas, dejándolos en arena o tierra seca o en charolas, con el lado cortado hacia abajo. Después del encallecimiento, los bulbos se incuban en cajas o charolas, en la oscuridad o con luz difusa, a 21 °C, temperatura que se aumenta de

Fig. 15-7 Estacas basales. Bulbo de jacinto que se ha dividido. Obsérvese cómo empiezan a aparecer los bulbillos.



29.5 a 32 °C durante 2 semanas y se les mantiene con humedad relativa elevada (85%) durante 2 1/2 a 3 meses.

En el otoño los bulbos madres se plantan a una profundidad de alrededor de 10 cm en las camas del vivero. En la primavera siguiente los bulbillos producen hojas con profusión. Normalmente, el bulbo madre se desintegra durante el primer verano y se requiere la extracción y replantación anual de bulbillos clasificados por tamaño hasta que lleguen al tamaño de floración. Los bulbos para forzar en el invernadero deben tener una circunferencia de 17 cm o más. Para sembrarlos en camas deben alcanzar una circunferencia de 14 a 17 cm. (3) En promedio, un bulbo ahuecado produce unos 60 bulbillos, pero se requieren de 4 a 5 años para que alcancen el tamaño necesario para florear. Un bulbo dividido produce 60 bulbillos, los cuales tardan de 3 a 4 años en llegar al tamaño adecuado para su floración. (9)

Se ha reportado que el tratamiento de agua caliente que se aplica a los bulbos de jacinto para controlar *Xanthomonas hyacinthi* induce la formación de bulbillos y puede sustituir a las estacas basales. (2) Los bulbos deben tener cuando menos 1.5 cm de circunferencia y ser tratados de mediados de julio a principios de septiembre. El tratamiento se hace a 43 °C durante 4 días o a 38 °C por 30 días con humedad relativa de 60 a 70%.

ESTACAS FOLIARES

Este método se ha aplicado con éxito en el lirio sanguíneo (*Haemanthus*), jacinto, jacinto racimoso (*Muscari*) y *Lachenalia*, (13) aunque el número de especies en que puede aplicarse es probable que sea mayor.

Las hojas se toman en una época en que estén bien desarrolladas y verdes. De la parte superior de un bulbo se toma una hoja completa, la cual puede dividirse en dos o tres partes. Cada sección se coloca en un medio de enraíce, colocando el extremo basal varios centímetros abajo de la superficie, como se describió en el enraizamiento de estacas. Las hojas no se deben dejar secar y es recomendable aplicar calor en el fondo. En unas 2 a 4 semanas se forman bulbillos en la base de las hojas, desarrollándose raíces. En ese estado de desarrollo los bulbillos se plantan en el suelo.

ESTACAS DE BULBO

Entre las plantas que se han reportado que se propagan por este método, se encuentran *Albuca*, *Chasmanthe*, *Cooperia*, *Haemanthus*, *Hippeastrum*, *Hymenocallis*, *Lycoris*, *Narcissus*, *Nerine*, *Pancreatium*, *Scilla*, *Sprekelia* y *Urceolina*. (13)



Fig. 15-8 Propagación de escamas dobles de narciso cortada del bulbo entero y mantenidas a 23 °C en vermiculita húmeda durante 2 meses. Tomada de A.R. Rees, *The growth of bulbs*, Academic Press, 1972.

Se corta un bulbo maduro en una serie de 8 a 10 secciones verticales, cada una de ellas con una parte del plato basal. Estas secciones se subdividen pasando la navaja entre cada tercer o cuarto par de anillos concéntricos de escamas hasta cortar el platillo basal. Cada una de estas secciones constituye una estaca de bulbo formada por una sección de plato basal y segmentos de 3 o 4 escamas.

Las estacas de bulbo se plantan verticalmente en un medio de enraice, tal como musgo turboso y arena, enterrándolas hasta que en la superficie sólo asome la punta. La técnica de manejo subsiguiente es la misma que para las estacas foliares ordinarias. Se requiere una temperatura moderadamente templada, algo superior a la que se requiere para bulbos maduros de esa clase. En unas cuantas semanas, del plato basal, entre las escamas, se forman tanto nuevos bulbillos como raíces nuevas. En esta época se les transfiere a cajas de invernadero o al terreno para que continúen su desarrollo.

A una variante de este método se le llama de escamado doble (46, 51) e implica dividir los bulbos en porciones, conteniendo cada una un par de escamas de bulbo y una porción del plato basal. Esas se conservan en bolsas de plástico con vermiculita húmeda (12 partes de vermiculita × 1 parte de agua), durante 3 a 4 semanas a 21 °C.

Micropropagación por cultivo de tejidos

Muchas especies de bulbo están altamente, adaptadas para las técnicas de micropropagación, utilizando el estímulo de la formación de brotes axilares, la formación de tallos adventicios, la inducción de bulbillos en escamas, o con mucha frecuencia, escapos florales. Estos métodos son en especial valiosos para multiplicar con rapidez nuevas cultivares y para desarrollar, man-

tener y multiplicar el material inicial de material específico probado respecto a virus. Tales métodos se describen en los Caps. 16 y 17.

CORMOS

Definición y estructuras

Un **cormo** es la base hinchada de un vástago de tallo, envuelto por hojas secas de aspecto de escamas. En contraste con el bulbo, que está formado primordialmente por escamas foliares, el cormo es una estructura sólida, de tallo, con nudos y entrenudos bien definidos. La mayor parte del cormo consiste en tejido de reserva formado por células de parénquima. En el cormo maduro, las bases secas de las hojas persisten en cada uno de esos nudos y envuelven el cormo. Esta cubierta, conocida como **túnica**, lo protege de lesiones y contra la pérdida de agua. En el ápice del cormo hay una yema vegetativa terminal, la cual se desarrollará para formar las hojas y el ramo florífero. En cada uno de los nudos se producen yemas axilares.

En un cormo grande, varias de las yemas superiores pueden desarrollarse en ramos florales, pero el crecimiento de aquellas yemas cercanas a la base del cormo es generalmente inhibido. Sin embargo, si algo impide que crezcan las yemas principales, estas yemas laterales pueden producir un brote. (Véanse Figs. 15-9 y 15-10).

En un cormo se producen dos clases de raíces: un sistema radical *fibroso* que se desarrolla de la base del cormo madre y raíces engrosadas, carnosas y *contráctiles* en la base del cormo nuevo. Aparentemente, estas últimas raíces se desarrollan en respuesta a las temperaturas fluctuantes que se registran cerca de la superficie del suelo y con la exposición de las hojas a la luz. A mayores profundidades en el suelo, la fluctuación de la temperatura disminuye. (29) Y la contracción cesa una vez que el cormo se encuentra a una profundidad dada.

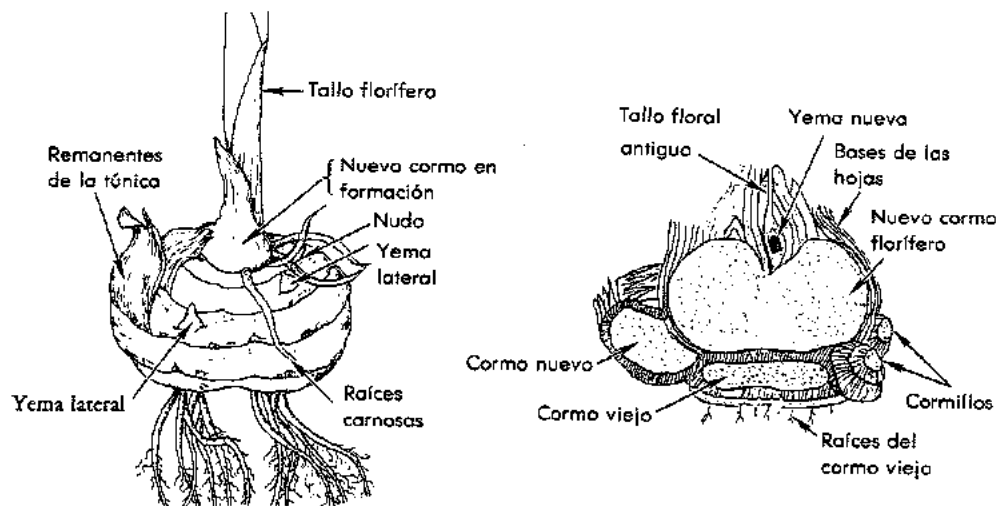


Fig. 15-9 Cormo de gladiolo. Izquierda: apariencia externa. Derecha: sección longitudinal que muestra la estructura sólida del tallo.

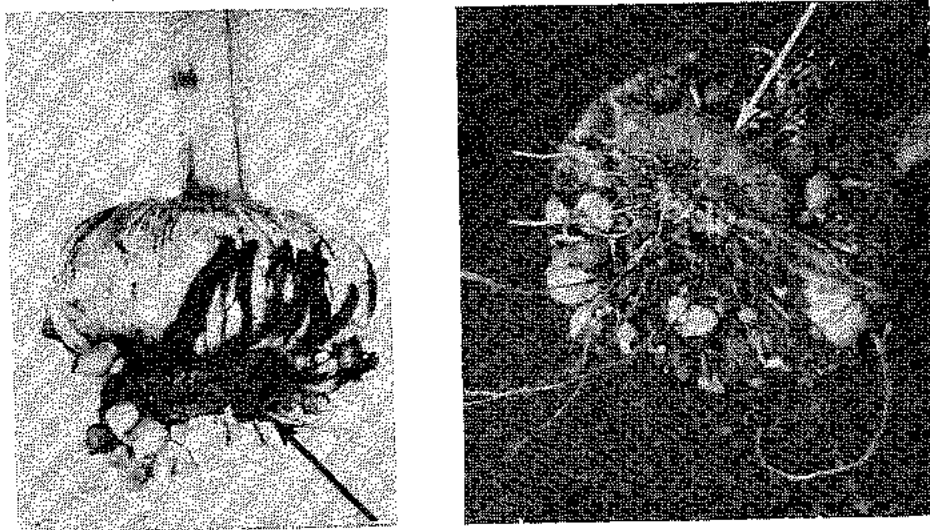


Fig. 15-10 Fases en el desarrollo de cormos de gladiolo en la parte más avanzada de la estación de crecimiento. Los remanentes de la forma plantada originalmente (véase la flecha) son evidentes, justo abajo del cormo de nueva formación. También se han producidos muchos cormillos nuevos, blancos.

Patrón de crecimiento

Los gladiolos y los crocus son plantas cormosas típicas. El gladiolo es una planta de semirrústica a delicada, que en áreas con inviernos crudos se debe almacenar en el invierno y plantarse de nuevo en primavera. En la época de plantación el cormo es una estructura vegetativa. (24, 44) De la base del cormo se forman nuevas raíces y una o más de las yemas principian a desarrollar hojas. La diferenciación de la inflorescencia se efectúa en el término de unas cuantas semanas después que la yema principia a crecer. Al mismo tiempo la base del brote axial se engrosa y encima del cormo viejo se empieza a formar un nuevo cormo para el año siguiente. De la base del nuevo cormo se desarrollan estructuras semejantes a raíces que llevan en su ápice cormos en miniatura o cormillos. El nuevo cormo sigue agrandándose y el cormo viejo se chupa y se desintegra a medida que su contenido se utiliza para la producción de la flor. Después de la floración, el follaje continúa manufacturando materiales nutrientes, los que son almacenados en el nuevo cormo. Al fin del verano, cuando se seca el follaje, ya hay uno o más nuevos cormos y tal vez un número mayor de cormillos. Los cormos se sacan y se almacenan durante el invierno hasta su plantación en la siguiente primavera.

Propagación

NUEVOS CORMOS

La propagación de plantas cormosas se hace principalmente por medio del incremento natural de nuevos cormos. En los cormos como en los bulbos, la producción floral depende de los ma-

teriales nutrientes almacenados en el cormo en la estación previa, particularmente en el periodo que sigue a la floración. En los gladiolos, las noches frías y los periodos largos de crecimiento son favorables para la producción de cormos muy grandes. La fertilización y las buenas prácticas de manejo durante la floración, tendrán su mayor efecto en las flores del siguiente año. Las plantas se dejan en el terreno hasta 2 meses después que han floreado o hasta que se hiela la parte aérea. Después de extraídas, las plantas se colocan en charolas con fondo de malla o de rejilla arreglado de modo que permita la circulación del aire entre ellos y se curan a temperaturas de alrededor de 32 °C, con humedad relativa de 80 a 85 %. Puede resultar útil la exposición por unas cuantas horas a una temperatura de 35 °C. Así, los nuevos cormos, los cormos viejos, los cormillos y las partes superiores, pueden separarse con facilidad. Los cormos se clasifican de acuerdo con su tamaño, se escogen para eliminar los enfermos, se tratan con un fungicida y se vuelven a colocar a una temperatura de 35 °C durante una semana más. Este proceso suberiza las heridas y ayuda a combatir la infección de *Fusarium*. Después, los cormos se almacenan en cuartos bien ventilados a 5 °C y con humedad relativa de 70 a 80 % para evitar un desecamiento excesivo. También, inmediatamente antes de plantarlos, es recomendable tratarlos con un fungicida adecuado. (35)

CORMILLOS

Estos son cormos en miniatura que se desarrollan entre el cormo viejo y los cormos nuevos. Se requiere un crecimiento de uno a dos años para que alcancen un tamaño florífero. Con la plantación superficial de los cormos, a sólo unos cuantos centímetros de profundidad, se logra una mayor producción de cormillos; aumentando la profundidad de siembra, la producción de cormillos disminuye.

Los cormillos se separan del cormo madre y se almacenan durante el invierno para plantarlos en primavera. Los cormillos secos se vuelven muy duros y pueden germinar con lentitud en la primavera siguiente, pero si se les almacena a una temperatura de alrededor de 5 °C en musgo turboso, ligeramente húmedo, se mantendrán hinchados y en buenas condiciones; Remojando los cormillos secos en agua corriente fresca durante 1 o 2 días y manteniéndolos húmedos para plantarlos cuando muestren la primera señal de desarrollo de las raíces, se acelera la iniciación del crecimiento.

Por medio de tratamiento con agua caliente se pueden producir cormillos libres de enfermedades. El tratamiento debe hacerse entre los 2 y 4 meses después de haberlos sacado. Los cormillos se remojan en agua a temperatura ambiente durante 2 días; se colocan luego por 4 h en una solución de 1:200 de formaldehído comercial al 37 % y después se sumergen en un baño de agua a 57 °C durante 30 min. El baño deberá mantenerse a 0.5 °C más o menos, alrededor de esa temperatura. Al término del tratamiento, se enfrían con rapidez los cormillos, se les saca de inmediato y se almacenan a 5 °C en un lugar limpio y bien ventilado.

Los cormillos se plantan en el campo en surcos, a una profundidad de alrededor de 5 cm, en la misma forma en que se siembran semillas grandes. En la primera estación sólo producen un follaje con aspecto de gramínea. El cormillo no aumenta de tamaño, pero produce un nuevo cormo en la base del eje del tallo, en la misma forma descrita para los cormos de tamaño grande. Al final de la primera estación de crecimiento se remueven las camas y los cormos se separan por tamaños. Unos cuantos cormos pueden haber alcanzado tamaño florífero, pero la mayoría necesitará un año más de crecimiento.

En gladiolos, las clases comerciales de los cormos se determinan por el diámetro. Hay siete clases o grados, la más pequeña de 0.9 a 1.2 cm/diámetro y la mayor de 5 cm o más. (3)

DIVISIÓN DEL CORMO

Los cormos grandes pueden dividirse en secciones, reteniendo una yema en cada sección. Cada sección deberá formar un nuevo cormo. Los segmentos se deberán espolvorear con un fungicida debido a las grandes probabilidades de pudrición de las superficies expuestas.

TUBERCULOS

Definición y estructura

Un tubérculo es un tipo especial de estructura de tallo modificada, hinchada, que funciona como un órgano de almacenamiento subterráneo (Fig. 15-11). La patata (*Solanum tuberosum*) es un ejemplo notable de una planta productora de tubérculos, al igual que *Caladium*, que se cultiva por su follaje vistoso y la alcachofa de Jerusalem (*Helianthus tuberosus*).

Un tubérculo tiene todas las partes de un tallo típico, pero está muy hinchado. Los ojos presentes en su superficie en un orden regular representan nudos, formado cada uno de ellos por una o más yemas pequeñas subtendidas por una cicatriz foliar. Los nudos están dispuestos en una espiral que comienza en la yema terminal situada en el extremo opuesto a la cicatriz que queda en el lugar que se fija al estolón. La yema terminal es el extremo apical del tubérculo, situado en la parte más alejada (distal) de la corona de la planta. En consecuencia, los tubérculos muestran la misma dominancia apical que cualquier tallo.

Internamente, un tubérculo de patata está formado por células agrandadas de tipo parénquima, que contienen cantidades grandes de almidón. Tiene la misma estructura interna que cualquier tallo con medula, áreas vasculares y corteza.

Patrones de crecimiento

Un tubérculo es un órgano de almacenamiento que se produce en una estación de crecimiento, permanece durmiente durante el invierno y luego funciona para regenerar nuevos brotes en la primavera siguiente. Después de que inicia un nuevo ciclo estacional, los brotes utilizan el alimento almacenado en el tubérculo viejo, que posteriormente se desintegra. (7, 16, 52) A medida que se desarrolla el nuevo tallo, se inician en la base raíces adventicias y las yemas laterales crecen horizontalmente en el suelo para producir tallos largos y ahilados (*estolones*), como se muestra en la Fig. 15-12. El alargamiento continuado de los estolones se efectúa con fotoperíodos largos y está asociado con la presencia de auxina y de una concentración elevada de

Fig. 15-11 Tubérculo de patata. Obsérvense los ojos (yemas axilares). Aquellos del extremo terminal (distal) están empezando a crecer para formar nuevas ramas, las cuales ya están produciendo raíces adventicias. El extremo basal (proximal) del tubérculo, que estuvo adherido al estolón, se encuentra a la izquierda.

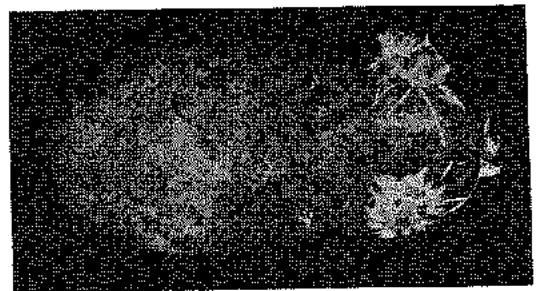
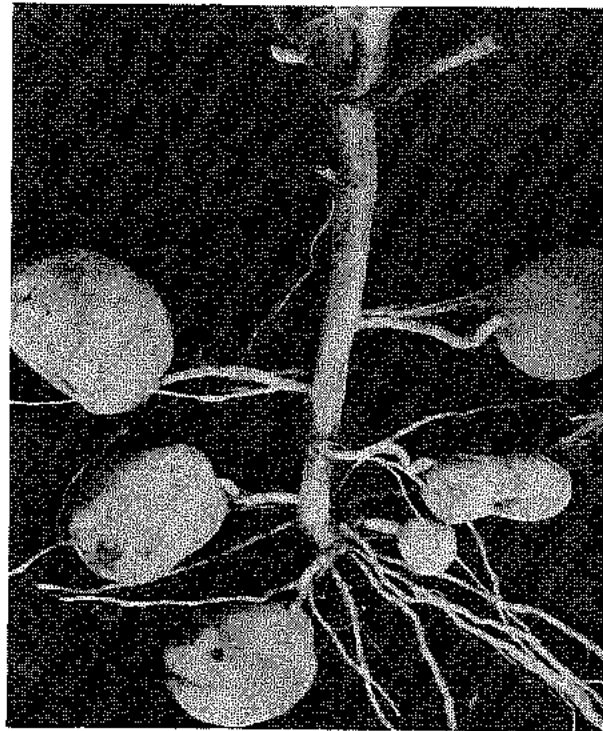


Fig. 15-12 Tubérculos de patata blanca que muestran su desarrollo de estolones que se originan de tejido de tallo. Obsérvese el sistema radical adventicio que se origina del tallo principal de la planta. El tubérculo está fijado al estolón en el extremo morfológicamente basal (proximal) del mismo.



giberelina. La tuberización se inicia con la inhibición del crecimiento terminal y la iniciación del agrandamiento y división de las células en la región subapical de los estolones. Este proceso está asociado con la ocurrencia de días de longitud corta o intermedia, reducción de la temperatura (en especial en la noche), alta intensidad luminosa, contenido bajo de minerales y una reducción en el contenido de giberelina de la planta.

La tuberización es causada por la producción de una sustancia inductora de tubérculos que se produce en las hojas y en el tubérculo madre. (43) Al parecer es necesario que la punta del estolón haya alcanzado una edad fisiológica específica. El agrandamiento de los tubérculos depende de la continuidad de una provisión adecuada de fotosintatos. Las condiciones que favorecen el crecimiento rápido y exuberante de la parte aérea de la planta, como una abundancia de nitrógeno o temperaturas elevadas, no son conducentes a la formación de tubérculos. (37) En el otoño, la parte aérea de la planta muere y se sacan los tubérculos. En ese tiempo, las yemas de los tubérculos de la patata están en reposo durante 6 a 8 semanas. Para que broten, esa condición debe desaparecer.

Propagación

DIVISION

La propagación de los tubérculos puede hacerse ya sea plantando el tubérculo entero o cortándolo en secciones, cada una de ellas con una o más yemas u "ojos". A estas pequeñas porciones de tubérculos que se van a usar en la propagación de la patata, comúnmente se les llama

“semilla”. Para que una porción de tubérculo proporcione suficiente alimento almacenado para el establecimiento de una nueva planta debe pesar de 28 a 56 g.

La división de los tubérculos se hace poco antes de la plantación usando una navaja bien afilada. Las porciones cortadas deben almacenarse a temperaturas cálidas (20 °C) y con humedad relativamente elevada (90%) durante 2 ó 3 días antes de plantarlos. Durante este tiempo, las superficies cortadas cicatrizan (suberización) y la porción de semilla está protegida en forma efectiva contra la desecación y la pudrición. Antes de cortar los tubérculos, es aconsejable tratarlos para controlar la *Rhizoctonia* y la roña o sarna. (37) En florida, se producen comercialmente tubérculos de caladium. (50) Los tubérculos se cortan en secciones, de ordinario con dos yemas cada una. Estas secciones se plantan en surcos separados entre sí de 45 a 60 cm, a una profundidad de 7.6 a 9 cm y a una distancia de 9 a 15 cm en el surco. La cosecha se inicia en noviembre. Después de la cosecha, los tubérculos se secan en galpones abiertos durante 6 semanas, o artificialmente durante 48 h. El almacenamiento posterior debe hacerse a más de 16 °C.

BULBOS (TUBERCULOS) AEREOS

Begonia evansiana y la papa caribe (*Dioscorea batatas*) producen en las axilas de las hojas pequeños bulbos, llamados a veces también tubérculos aéreos. Estos se pueden recoger en el otoño, almacenarse durante el invierno y plantarse en primavera. (13) Los días cortos inducen la tuberización. (43)

RAICES Y TALLOS TUBEROSOS

Definición y estructura

La clase de raíces y tallos tuberosos comprende varios tipos de estructuras con crecimientos tuberosos engrosados que funcionan como órganos de almacenamiento. Botánicamente difieren de los tubérculos verdaderos, aunque en el uso hortícola a veces se aplica a todos ellos el término “tubérculo”.

Raíces tuberosas. Varias especies herbáceas perennes producen raíces secundarias con grandes engrosamientos. Ejemplos típicos de ellas son la batata (camote) (*Ipomoea batatas*) (Figs. 15-13 y 15-14) y *Dahlia* (Figs. 15-13 y 15-15). La estructura interna y externa de esos engrosamientos es aquella de las raíces. No hay presentes nudos o entrenudos y las yemas sólo se producen en el extremo de la corona o tallo (*proximal*); las raíces fibrosas, por lo general sólo se producen en el extremo opuesto (*distal*). La polaridad es inversa a la de un tubérculo verdadero.

Tallos tuberosos. Los tallos tuberosos son producidos por el engrosamiento de la porción hipocotílica de la planta procedente de semilla, pero puede incluir los primeros nudos de epicótilo y la sección superior de la raíz primaria. (22, 28, 47) Como plantas típicas que presentan esta estructura se encuentra a la begonia tuberosa (*Begonia X tuberhybrida*) y al ciclamen (*Cyclamen persicum*). Estas estructuras tienen una orientación vertical, produciendo una o más yemas vegetativas en el extremo superior o corona. En la parte basal de la estructura producen raíces fibrosas.

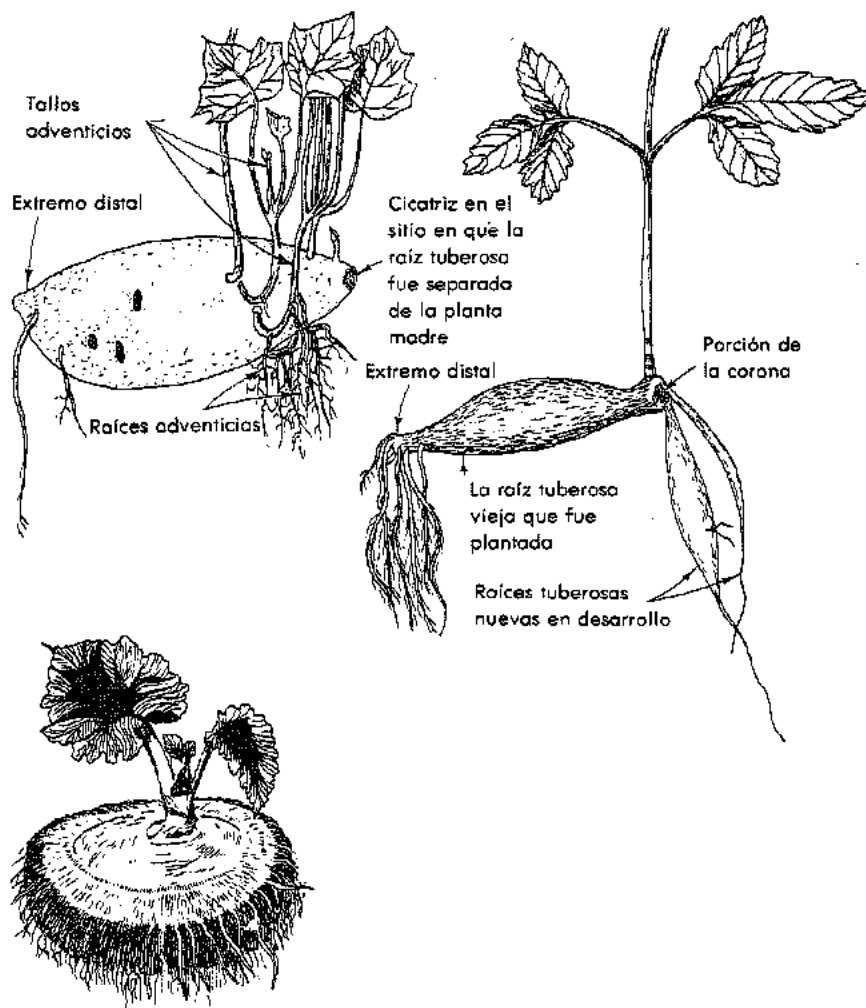


Fig. 15-13 Tipos de raíces y tallos tuberosos. Arriba, izquierda: batata (camote) mostrando tallos adventicios. Arriba, derecha: Dalia durante los primeros periodos de crecimiento. La porción de raíz vieja se desintegrará al producir la nueva planta. Las raíces nuevas pueden usarse para propagación. Abajo, izquierda: Begonia tuberosa, mostrando su orientación vertical. Este tipo continúa engrosando cada año.

Patrón de crecimiento

Las raíces tuberosas son bienales; se producen en una estación, después de la cual se quedan durmientes al morir el brote herbáceo. Funcionan como órganos de almacenamiento que permite a la planta sobrevivir al periodo de reposo. En la primavera siguiente, las yemas de la corona producen nuevos brotes, los cuales durante su crecimiento inicial utilizan el material alimenticio procedente de la raíz vieja. Luego, la raíz vieja se desintegra y se producen nuevas raíces tuberosas que a su vez mantienen a la planta durante el siguiente periodo de reposo.

(16, 33, 40)

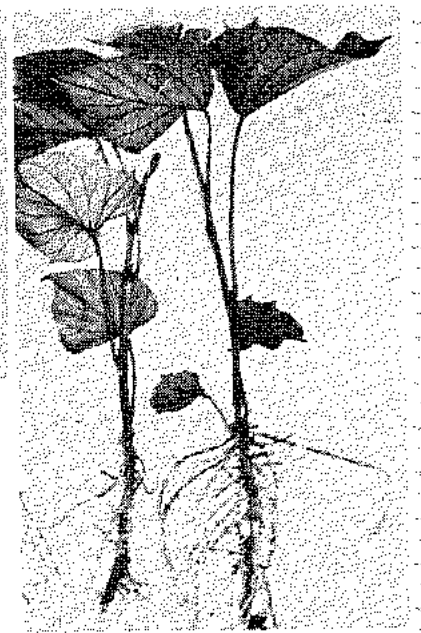
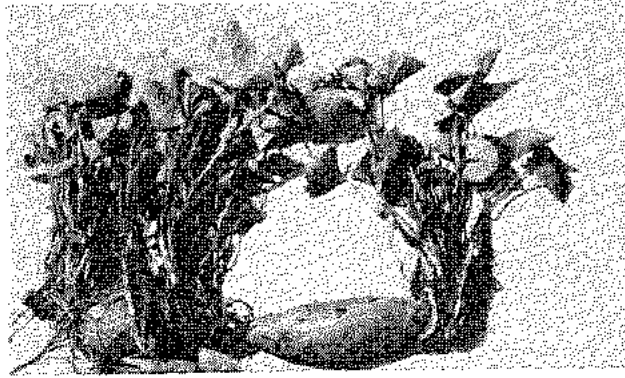


Fig. 15-14 Propagación de la batata (camote). Los brotes (tallos) adventicios se desarrollan cuando la raíz madre se coloca en condiciones cálidas y húmedas. Izquierda: la raíz de la izquierda ha sido expuesta a 34.5 °C durante 26 h para superar la dominancia proximal que muestra la raíz no tratada de la derecha. Fotografía cortesía de Welch y Little. (56) Derecha: Una vez que los brotes están bien enraizados se separan y plantan.

Por otra parte, los tallos tuberosos de la begonia tuberosa y del ciclamen son perennes y continúan creciendo para ensancharse lateralmente cada año. (22) Normalmente estas especies



Fig. 15-15 Propagación de *Dalia*. Para producir una nueva planta, cada raíz tuberosa individual debe llevar una sección de corona que tenga una yema de tallo, como lo muestra la raíz separada de la izquierda.

se propagan por semilla, pero se puede extraer el "tubérculo", almacenarse y usarlo para la propagación anual durante varios años.

Propagación

DIVISIÓN

El método usual de propagación de raíces tuberosas es dividir la corona en tal forma que cada sección lleve una yema de tallo. La dalia, por ejemplo, se saca con su racimo de raíces intacto, se seca durante unos días y se almacena a temperaturas de 4 a 10 °C en serrín o vermiculita. El almacenamiento sin cubrir puede conducir a la desecación. El racimo de raíces se divide a fines del invierno o poco tiempo antes de plantar. En condiciones cálidas y húmedas las yemas empiezan a crecer y los tubérculos se pueden dividir, asegurándose que cada sección lleve una yema.

Los tallos tuberosos de las begonias tuberosas pueden dividirse poco después de que se inicie el crecimiento en primavera en tanto cada sección tenga una yema. Para combatir la pudrición, la superficie cortada debe espolvorearse con un fungicida y cada sección se debe dejar secar varios días después de cortarla y antes de colocarla en un medio húmedo.

TALLOS ADVENTICIOS

Las raíces carnosas de algunas especies, como la batata, tienen capacidad para producir brotes si se les coloca en las condiciones adecuadas. Las raíces se colocan en arena en tal forma que no se toquen entre sí y se cubren a una profundidad de unos 5 cm. La cama se mantiene húmeda. La temperatura debe ser de unos 27 °C al principio y de 21 a 24 °C después que se ha iniciado el brote. A medida que los nuevos brotes o pies salen a través de la cubierta, se agrega más arena, de manera que finalmente los tallos tendrán una cubierta de 10 a 12.5 cm. En la base de esos tallos adventicios se forman raíces. Una vez que los pies están bien enraizados, se les separa de la planta madre y se trasplantan. (37) Si las raíces de batata se cortan en mitades y las partes se someten a 43 °C durante unas 26 h, aumenta la producción de pies. Con este procedimiento se supera la dominancia apical y también se controlan nematodos y enfermedades fungosas. (56) (Véase Fig. 15-14.) En ciertas cultivares de batata este procedimiento puede modificarse dividiendo las raíces tuberosas en porciones de 20 a 25 g, y antes de plantarlas se tratan con un fungicida y se les somete a un tratamiento de prebrotación durante 4 semanas a 26.5 °C con 90 % de humedad relativa. (8)

El ciclamen puede ser multiplicado vegetativamente cortando el tercio superior del tallo tuberoso y rayando la superficie en cuadros de 1 cm². Se desarrollan brotes adventicios (12 a 13 por tubérculo) y se pueden usar en la propagación. (42)

ESTACAS FOLIOSAS

En plantas de este grupo, como las dalias o las begonias tuberosas, la propagación vegetativa a menudo es más satisfactoria usando estacas de tallo, de hoja o de hoja con yema. La estacas forman raíces en sus bases. Este proceso puede estimularse si las estacas de tallo incluyen inicialmente una pequeña porción de la raíz o tallo carnoso. En la propagación de batatas, también pueden usarse estacas de las guías de los cultivos establecidos.

RIZOMAS

Estructura

Un rizoma es una estructura de tallo especializada en la cual el eje principal de la planta crece horizontalmente, justo abajo o sobre la superficie del suelo. Varias plantas de importancia económica como el bambú, la caña de azúcar, el bananero y muchas gramíneas forrajeras, así como diversas ornamentales, como los *Iris* rizomatosos y el lirio del valle tienen rizomas. La mayor parte de ellas son monocotiledóneas, aunque una cuantas dicotiledóneas, como el arándano azul de mata baja (*Vaccinium angustifolium*) tienen tallos subterráneos análogos que se clasifican como rizomas. La mayor parte de los helechos y de los grupos de plantas inferiores tienen rizomas o estructuras semejantes a éstos.

En la Fig. 15-16 se muestran las características estructurales de un rizoma. (60) El tallo aparece segmentado debido a que está compuesto por nudos y entrenudos. En cada nudo se inserta una vaina de aspecto foliar; envuelve al tallo y al expandirse forma el follaje de la planta. Cuando las hojas y las vainas se desintegran, dejan una cicatriz en el punto de inserción, identificando al nudo y dando una apariencia segmentada. En las cercanías del nudo se desarrollan raíces adventicias y puntos de crecimiento lateral. Los brotes erectos, aéreos, que crecen sobre el nivel del suelo así como los tallos floríferos (*culmos*) se producen, ya sea terminalmente en la punta de rizoma o a partir de ramas laterales.

Se encuentran dos tipos generales de rizomas. (38) El primero (*paquimorfo*), se ilustra con el de *Iris* en la Fig. 15-17 y el gengibre en la Fig. 15-18. Este rizoma es grueso, carnoso y acortado con relación a su longitud. Se ve como un macollo de muchas ramas formado por secciones individuales cortas. Es determinado; esto es, cada macollo termina en un tallo florífero y el crecimiento continúa sólo de ramas laterales. El rizoma tiende a quedar orientado horizontalmente saliendo las raíces de su cara inferior.

El segundo tipo (*leptomorfo*), se ilustra con el lirio del valle en la Fig. 15-16. El rizoma es delgado con entrenudos largos. Es indeterminado; esto es, crece continuamente en longitud en el ápice terminal y por ramificación lateral. El tallo es simétrico y tiene yemas laterales en la mayoría de los nudos, los cuales casi todos quedan durmientes. Este tipo no produce un macollo sino que se extiende con amplitud sobre un área.

Existen tipos intermedios entre los mencionados a los cuales se les denomina *mesomorfos*. (38)

Patrón de crecimiento

Los rizomas crecen por alargamiento de los puntos de crecimiento producidos en el extremo terminal y en las ramas laterales. Su longitud aumenta también por el crecimiento en los meristemas intercalares situados en la parte inferior de los entrenudos. A medida que la planta continúa su crecimiento y la parte más vieja muere, las diversas ramas que se originan de una planta pueden finalmente quedar separadas para formar plantas individuales de un solo clon.

Los rizomas muestran estados consecutivos de crecimiento vegetativo y reproducción, pero los ciclos de desarrollo difieren algo en los dos tipos descritos. En el rizoma paquimorfo del *Iris* (Fig. 15-17) un ciclo de crecimiento principia en una sección florífera con la iniciación y crecimiento de una rama lateral. El tallo florífero muere, pero esas nuevas ramas laterales producen hojas y crecen vegetativamente durante el resto de la estación. El crecimiento continuado de

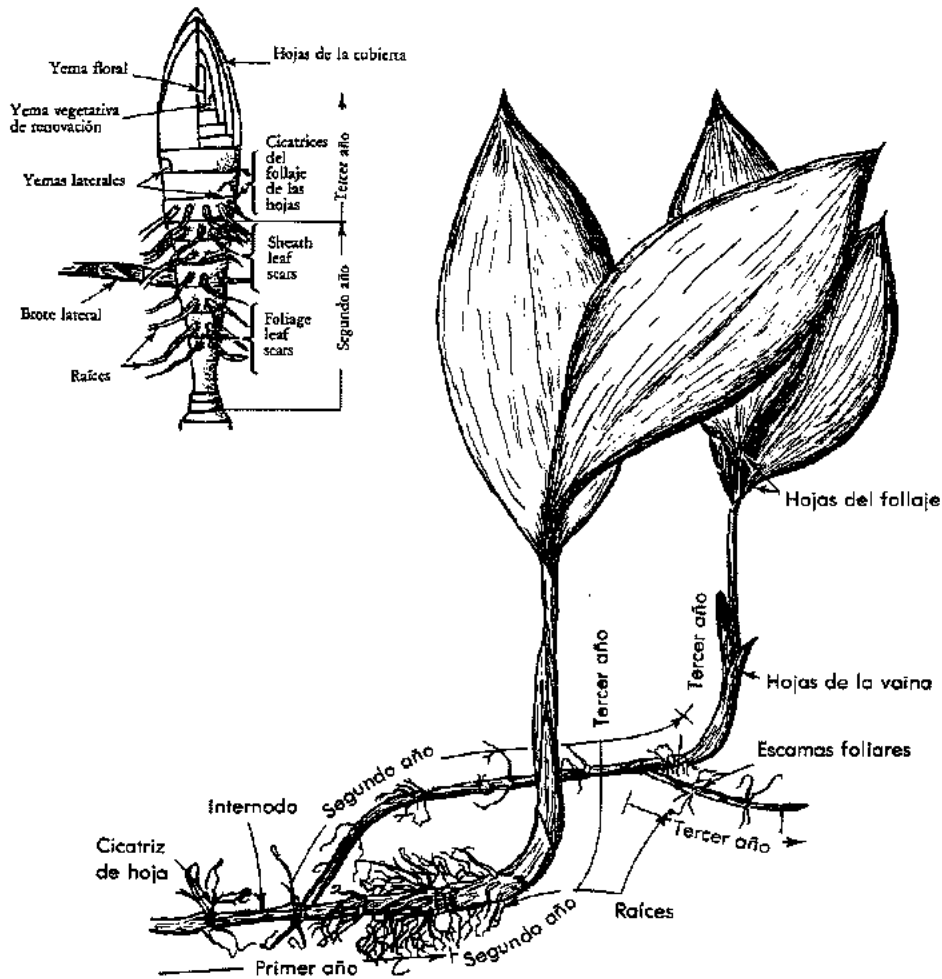


Fig. 15-16 Estructura y ciclo de desarrollo del lirio del valle (*Convallaria majalis*). Derecha: sección de rizoma como aparece al fin de la primavera o al principio del verano con ramas de 1, 2 y 3 años de edad. Una nueva rama del rizoma se empieza a alargar al comienzo de la primavera y termina en el otoño en una yema de brote vegetativo. En la primavera siguiente las hojas de la yema se abren, las materias nutritivas producidas por fotosíntesis en las hojas se acumulan en el rizoma. El crecimiento en la segunda estación es de nuevo vegetativo. A principio de la tercera estación se empieza a formar una yema floral y al mismo tiempo se forma un meristema vegetativo en la axila de la última hoja. Arriba, izquierda: sección de una rama de 3 años de edad mostrando la yema floral terminal y la yema del brote lateral encerrado en cubierta de hojas. Esta sección se llama a veces corona y se fuerza para que florece en primavera. Al principio de la primavera el brote floral se expande, florece y luego muere, iniciando la yema de brote vegetativo un nuevo ciclo de desarrollo. Reproducido de Zweede. (60)

un tallo subterráneo, el almacenamiento de alimentos y la producción de una buena yema floral al terminar el periodo vegetativo, dependen de la fotosíntesis. En consecuencia, en ese periodo no se deben remover hojas. En la primavera siguiente se produce un tallo florífero y no

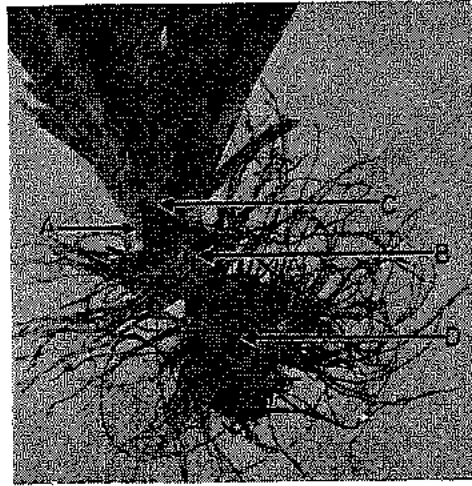


Fig. 15-17 Estructura de una planta de iris (de tipo rizomatoso), según aparece en la época de su floración. Una sección vieja de 2 años de edad que floreció el año anterior y que ahora está muriendo se muestra en D. La rama lateral que sale de ella está formada por la sección vegetativa de 1 año de edad (B); ramas vegetativas laterales de la estación en curso (A); y rama florífera terminal de la estación actual (C). El tallo vegetativo (A) florecerá el año siguiente.

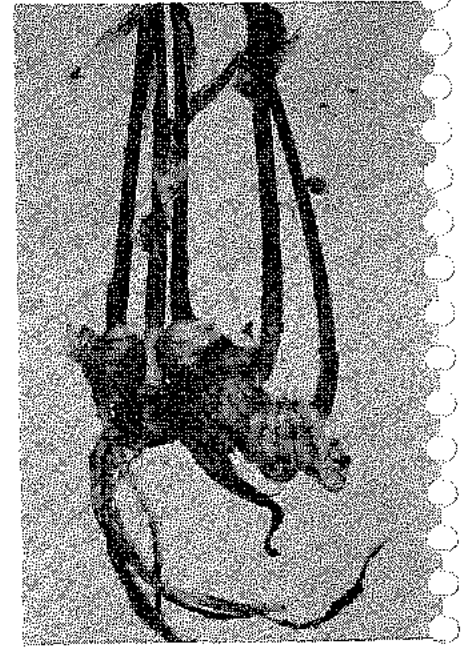


Fig. 15-18 Rizoma tuberoso de la planta de jengibre tropical (*Zingiber officinale*). Se propaga con facilidad por división del grueso rizoma, el cual es la fuente del jengibre comercial.

puede efectuarse más crecimiento terminal. En general, las plantas con esta estructura florecen en primavera y crecen vegetativamente durante el verano y el otoño.

Como regla general, las plantas con hábito leptomorfo (con excepciones) crecen en forma vegetativa al principio de la estación de desarrollo y florecen más tarde en el mismo periodo. La longitud del tiempo en que un rizoma individual permanece vegetativo varía en las diferentes especies de plantas. Por ejemplo, una rama individual del lirio del valle en la Fig. 15-16 dura 3 años en estado vegetativo antes que se forme una yema florífera. Algunas especies de bambúes permanecen vegetativas por muchos años, cambiando luego abruptamente y toda la planta produce flores.

En algunas plantas rizomatosas, como en el arándalo azul, el desarrollo de rizoma se incrementa por medio de las temperaturas elevadas y un fotoperíodo largo, estando correlacionado con un crecimiento vigoroso de la parte aérea. (30)

Propagación

DIVISIÓN DE MACOLLOS Y RIZOMAS

La división es el procedimiento ordinario para propagar plantas que tienen una estructura rizomatosas, pero dicho procedimiento puede variar algo en los dos tipos. En rizomas paquimorfos,

se cortan en secciones individuales (o culmos) en su punto de unión con el rizoma, se recorta la parte aérea y la sección obtenida se trasplanta a un nuevo lugar. Los rizomas leptomorfos pueden en realidad manejarse en la misma forma, removiéndolo del rizoma un solo brote lateral y trasplantándolo. La punta del rizoma del lirio del valle que porta una yema florífera denominada "corona" (véase Fig. 15-16) se remueve junto con la sección inferior enraizada y se trasplanta.

En general, la división se efectúa al comienzo del periodo de crecimiento (como al inicio de la primavera) o casi al final del mismo (esto es, a fines del verano o en otoño).

La propagación se efectúa cortando el rizoma en secciones, asegurándose de que cada una de ellas tiene cuando menos una yema lateral u "ojo", siendo en esencia una estaca de tallo. Los bananeros, por ejemplo, se propagan en esta forma. Este método general sirve bien para rizomas leptomorfos en los cuales en la mayoría de los nudos se presenta un punto de crecimiento lateral durmiente. Los rizomas se cortan o se dividen en secciones y de los nudos se desarrollan nuevos tallos y raíces adventicias. En el caso de las gramíneas para prados y pistas que producen rizomas, se cortan secciones de los mismos y se trasplantan los pedazos individuales. Con este método pueden establecerse con facilidad plantas nuevas.

ESTACAS DE CULMOS

En plantas grandes productoras de rizomas como en los bambúes, el tallo aéreo o culmo puede usarse para estacas. Esas estacas pueden consistir en culmos enteros, en cuyo caso todo el brote aéreo se coloca horizontalmente en un surco o zanja. Nuevas ramas aparecen en los nudos. Un procedimiento alterno más común es cortar el tallo en secciones de 3 a 4 nudos y colocarlas verticalmente en el terreno como se hace con una estaca ordinaria de tallo.

SEUDOBULBOS

Definición y estructuras

Un pseudobulbo, (literalmente un "falso bulbo") es una estructura especializada de almacenamiento, que consiste en una sección engrosada, carnosa de tallo, formada por uno o varios nudos, producida por muchas especies de orquídeas (véase Fig. 15-19). En general, la apariencia de los pseudobulbos varía con las diferentes especies de orquídeas, siendo estas diferencias lo suficientemente características como para ayudar en la identificación de especies.

Patrón de crecimiento

Estos pseudobulbos salen durante la estación de crecimiento en brotes verticales que se desarrollan lateral o terminalmente del rizoma horizontal. Las hojas y flores se forman, ya sea en el extremo terminal o en la base del pseudobulbo, dependiendo de la especie. Durante el periodo de crecimiento acumulan reserva de nutrientes y agua y ayudan a la planta a subsistir durante el periodo subsiguiente de reposo.

Fig. 15-19 Orquídea *Cattleya*, mostrando la estructura de rizoma y pseudobulbos erectos y alargados como parte basal de los tallos.



Propagación

HIJUELOS

En unas cuantas orquídeas, como en las especies *Dendrobium*, el pseudobulbo es largo y articulado, estando formado por muchos nudos en los cuales se desarrollan hijuelos. De la base de estos hijuelos se desarrollan raíces. Los hijuelos enraizados se cortan de la planta madre y se colocan en macetas.

DIVISIÓN

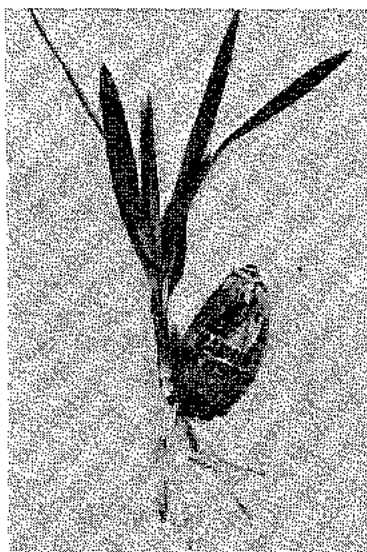
Las especies de orquídeas de mayor importancia comercial, tales como *Cattleya*, *Laelia*, *Miltonia* y *Odontoglossum*, pueden propagarse por división del rizoma en secciones, dependiendo el procedimiento exacto de la clase de orquídea en particular. La división se hace durante el periodo de reposo, de preferencia justo antes que se inicie un nuevo periodo de crecimiento. Con una navaja afilada se corta el rizoma a distancia suficiente del extremo terminal como para incluir en la nueva sección de 4 a 5 pseudobulbos, dejando la sección vieja del rizoma con cierto número de pseudobulbos viejos o "bulbos traseros", de los cuales se han caído las hojas. La sección se coloca en macetas y de la base de los bulbos y en los nudos empiezan en ellas en seguida el crecimiento. Removiendo de la parte vieja las partes nuevas del rizoma, se estimulan nuevos crecimientos. Estas nuevas partes crecen durante una estación y pueden removerse el año siguiente.

Un procedimiento alternativo es hacer cortes parciales en el rizoma y dejarlos por 1 año. En esta forma se originan nuevos crecimientos que después se pueden remover y ponerse en maceta.

BULBOS TRASEROS Y BULBOS VERDES

Los bulbos traseros (es decir, aquellos sin follaje) se usan comúnmente para propagar clones de *Cymbidium*. Estos bulbos se remueven de la planta, la superficie cortada se pinta con algún

Fig. 15-20 "Bulbo trasero" de una orquídea *Cymbidium* que fue removido de la planta madre y colocado en un medio de enraizamiento, habiéndose desarrollado el brote que aquí se muestra. Este brote ahora está listo para ser separado y colocarlo en maceta. Cuando se hace esto, debe aparecer un segundo brote. Cortesía de A. Kofranek.



compuesto para injertos y se colocan en un medio de enraice para que se formen nuevos brotes. Cuando han alcanzado la fase que se muestra en la Fig. 15-20 se puede separar el brote del bulbo y poner en maceta. Este bulbo trasero puede volverse a propagar formándose de él un segundo brote.

En la propagación de *Cymbidium* también se pueden usar bulbos verdes (es decir, aquellos que tienen hojas). Se ha demostrado que el tratamiento con ácido indolbutírico, ya sea por remojo o untándoles como pasta, es benéfico. (31)

BIBLIOGRAFIA

1. Allen, R. C. 1937. Factors affecting the growth of tulips and narcissi in relation to garden practice. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 35:825-29.
2. Amano, N., and K. Tsutsui. 1980. Propagation of hyacinth by hot water treatment. *Acta Hort.* 109:279-87.
3. Amer. Assoc. Nurserymen, Inc., Comm. on Hort. Stand. 1980. *American standard for nursery stock*. Washington, D.C.: Amer. Assoc. Nurs., Inc.
4. Baker, K. F., and P. A. Chandler. 1957. Development and maintenance of healthy planting stock. Sect. 13 in *Calif. Agr. Exp. Sta. Man.* 23.
5. Ball, V., ed. 1972. *The Ball red book*. (12th ed.) Chicago: Geo. J. Ball, Inc.
6. Blaney, L. T., and A. N. Roberts. 1966. Growth and development of the Easter lily bulb *Lilium longiflorum* Thunb. 'Croft'. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 89:643-50.
7. Booth, A. 1963. The role of growth substances in the development of stolons. In *The growth of the potato*, J. D. Ivins and F. L. Milthorpe, eds. London: Butterworth, pp. 99-113.
8. Bouwkamp, J. C., and L. D. Scott. 1972. Production of sweet potatoes from root pieces. *HortScience* 7(3):271-72.

9. Crossley, J. H. 1957. Hyacinth culture; narcissus culture; tulip culture. *Handbook on bulb growing and forcing*. Northwest Bulb Growers Assoc., pp. 79-84, 99-104, 139-44.
10. Curtis, A. H. 1938. Growth studies of King Alfred narcissus bulbs. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 36:781-82.
11. De Hertogh, A. A., A. N. Roberts, N. W. Stuart, R. W. Langhans, P. G. Linderman, R. H. Lawson, H. F. Wilkins, and D. C. Kiplinger. 1971. A guide to terminology for the Easter lily. *HortScience* 6:121-23.
12. De Hertogh, A. A., and N. Blakely. 1972. The influence of temperature and storage time on growth of basal roots of nonprecooled and precooled bulbs of *Lilium longiflorum* Thunb. cv. 'Ace'. *HortScience* 74:409-10.
13. Everett, T. H. 1954. *The American gardener's book of bulbs*. New York: Random House.
14. Genders, R. 1973. *Bulbs*. New York: Bobbs-Merrill.
15. Gould, C. J. 1953. Blights of lilies and tulips. *Plant Diseases: USDA yearbook of agriculture*. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office, pp. 611-16.
16. Gregory, L. E. 1965. Physiology of tuberization in plants (tubers and tuberous roots). In *Encyclopedia of Plant Physiology*, vol. 15 Berlin: Springer-Verlag, pp. 1328-54.
17. Griffiths, D. 1922. The production of tulip bulbs. *USDA Bul.* 1082.
18. ———. 1930. Daffodils. *USDA Cir.* 122.
19. ———. 1930. The production of hyacinth bulbs. *USDA Cir.* 112.
20. ———. 1930. The production of lily bulbs. *USDA Cir.* 102.
21. ———. 1932. Artificial propagation of the lily. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 29:519-21.
22. Haegeman, J. 1979. *Tuberous begonias*. A. R. Gantner Verlag K.-G., FL-9490 Vaduz.
23. Harrison, A. D. 1964. Bulb and corm production. London: *Bul.* 62, *Minist. Agr., Fish. and Foods*, pp. 1-84.
24. Hartsema, A. M. 1937. Periodieke ontwikkeling van *Gladiolus hybridum* var. *Vesuvius*. *Verh. Koninkl. Ned. Akad. van Wet.* 36(3):1-34.
25. ———. 1961. Influence of temperatures on flower formation and flowering of bulbous and tuberous plants. In *Encyclopedia of Plant Physiology*, vol. 16. Berlin: Springer-Verlag, pp. 123-67.
26. Heath, O. V., and M. Holdsworth. 1948. Morphologenic factors as exemplified by the onion plant. *Symposia for the Soc. Exp. Biol.* II:326-50.
27. Huisman, E., and A. M. Hartsema. 1933. De periodieke ontwikkeling van *Narcissus pseudonarcissus* L. *Meded. Landbouwhoogeschool, Wageningen*, DL. 37 (Meded. No. 38, Lab. v. Plantenphys. onderz., Wageningen).
28. Jacobi, E. F. 1950. *Plantkunde voor tuinbouwscholen*. Zwolle, The Netherlands: W. E. J. Tjeenk Willink.
29. Jacoby, B., and A. H. Halevy. 1970. Participation of light and temperature fluctuations in the induction of contractile roots of gladiolus. *Bot. Gaz.* 131(1):74-77.
30. Kender, W. J. 1967. Rhizome development in the lowbush blueberry as influenced by temperature and photoperiod. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 90:144-48.
31. Kofranek, A. M., and G. Barstow. 1955. The use of rooting substances in *Cymbidium* green bulb propagation. *Amer. Orch. Soc. Bul.* 24(11):751-53.
32. Langhans, R. W., and T. C. Weiler. 1968. Vernalization in Easter lilies. *HortScience* 3:280-82.

33. Lewis, C. A. 1951. Some effects of daylength on tuberization, flowering, and vegetative growth of tuberous-rooted begonias. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 57:376-78.
34. Lin, P. C., and A. N. Roberts. 1970. Scale function in growth and flowering of *Lilium longiflorum*, Thunb. 'Nellie White'. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 95(5):559-61.
35. Magic, R. O. 1953. Some fungi that attack gladioli. *Plant Diseases: USDA yearbook of agriculture*. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office, pp. 601-7.
36. Mann, L. K. 1952. Anatomy of the garlic bulb and factors affecting bulb development. *Hilgardia* 21:195-251.
37. MacGillivray, J. H. 1953. *Vegetable production*. New York: Blakiston.
38. McClure, F. A. 1966. *The bamboos: A fresh perspective*. Cambridge, Mass.: Harvard University Press.
39. McRae, E. A. 1978. Commercial propagation of lilies. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:166-69.
40. Moser, B. C., and C. E. Hess. 1968. The physiology of tuberous root development in dahlia. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 93:595-603.
41. Mulder, R., and I. Luyten. 1928. De periodieke ontwikkeling van der Darwin tulip. *Verh. Koninkl. Ned. Akad. van Wet.* 26:1-64.
42. Nakayama, M. 1980. Vegetative propagation of cyclamen by notching of tuber. II. Effect of scooping size and notching size on the regeneration of cyclamen tuber. *Jour. Japan. Soc. Hort. Sci.* 49(2):228-34.
43. Nitsch, J. P. 1971. Perennation through seeds and other structures. In *Plant physiology*, vol. 6A, F. C. Steward, ed. New York: Academic Press, pp. 413-79.
44. Pfeiffer, N. E. 1931. A morphological study of *Gladiolus*. *Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 3:173-95.
45. Rees, A. R. 1972. *The growth of bulbs*. New York: Academic Press.
46. Rees, A. R., and G. R. Hanks. 1980. The twin-scaling technique for narcissus propagation. *Acta Hort.* 109:211-16.
47. Reinders, E., and R. Prakken. 1964. *Leerboek der Plantkunde*. Amsterdam: Scheltema & Holkema N. V.
48. Roberts, A. N., and L. T. Blaney. 1957. Easter lilies: Culture. *Handbook on bulb growing and forcing*. Northwest Bulb Growers Assoc., pp. 35-43.
49. Rockwell, F. F., E. C. Grayson, and J. de Graaf. 1961. *The complete book of lilies*. Garden City, N.Y.: Doubleday.
50. Sheehan, T. J. 1955. Caladium production in Florida. *Fla. Agr. Ext. Circ.* 128.
51. Skelmersdale, L. 1978. Propagation of bulbous and bulbous-like plants. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:209-15.
52. Slater, J. W. 1963. Mechanisms of tuber initiation. In *The growth of the potato*, J. D. Ivins and F. L. Milthorpe, eds. London: Butterworth, pp. 114-20.
53. Stuart, N. W. 1954. Moisture content of packing medium, temperature and duration of storage as factors in forcing lily bulbs. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 63:488-94.
54. Wang, S. Y., and A. N. Roberts. 1970. Physiology of dormancy in *Lilium longiflorum* Thunb. 'Ace'. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 95(5):554-58.
55. Weiler, T. C., and R. W. Langhans. 1972. Growth and flowering responses of *Lilium longiflorum* Thunb. 'Ace' to different day lengths. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 97(2):176-77.

56. Welch, N. C., and T. M. Little. 1967. Heat treatment and cutting for increased sweet potato slip production. *Calif. Agr.* 21(5):4-5.
57. Went, F. W. 1948. Thermoperiodicity. In *Vernalization and photoperiodism*, A. E. Murneck and R. O. Whyte, eds. Waltham, Mass.: Chronica Botanica.
58. Wilson, K., and J. N. Honey. 1966. Root contraction in *Hyacinthus orientalis*. *Ann. Bot.* 30:47-61.
59. Woodcock, H. B. D., and H. T. Stearn. 1950. *Lilies of the world*. New York: Scribner's.
60. Zweede, A. K. 1930. De periodieke ontwikkeling van *Convallaria majalis*. *Verh. Koninkl. Ned. Akad. van Wet.* 27:1-72.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- CROCKETT, J. V. 1971. *Bulbs*. New York: Time-Life Books.
- Daffodil handbook. 1966. *American Horticultural Magazine* 45 (1):227.
- EVERETT, T. H. 1954. *The American gardener's book of bulbs*. New York: Random House.
- GENDERS, R. 1973. *Bulbs, a complete handbook*. New York: The Bobbs-Merrill Company.
- GOULD, C. J. 1959. The flower bulb industry. *Wash. Agr. Exp. Sta. Cir.* 318, pp. 1-59.
- HARRISON, A. D. 1964. Bulb and corm production. London: Ministry of Agriculture, Fisheries, and Food Bul. No. 62, pp. 1-84.
- HARTSEMA, A. M. 1961. Influence of temperatures on flower formation and flowering of bulbous and tuberous plants. In *Encyclopedia of plant physiology*, Vol. 16, W. Ruhland, ed. Berlin: Springer-Verlag, pp. 123-67.
- IVINS, J. D., and F. L. MILTHORPE, eds. 1963. *The growth of the potato*. London: Butterworth & Co., Ltd.
- KIPLINGER, D. G., and R. W. LANGHANS, eds. 1967. *Easter lilies, the culture, diseases, insects and economics of Easter lilies*. Columbus: Ohio State Univ.; and Ithaca, N.Y.: Cornell Univ.
- N. A. GLADIOLUS COUNCIL. 1972. *The world of the gladiolus*. Edgewood, Md.: Edgewood Press.
- REES, A. R. 1972. *The growth of bulbs*. London: Academic Press.
- . 1966. The physiology of ornamental bulbous plants. *Bot. Rev.* 32:1-22.
- Third international symposium on flower bulbs. 1980. *Acta Hort.* 109:1-533.

PARTE IV

**METODOS ASEPTICOS
DE MICROPROPAGACION**

Principios de Cultivo de Tejidos para Micropropagación

La **micropropagación** consiste en producir plantas a partir de porciones muy pequeñas de ellas, de tejidos o células cultivadas asépticamente en un tubo de ensayo o en otro recipiente en que se puedan controlar estrictamente las condiciones de ambiente y la nutrición. La capacidad de ciertos tejidos vegetales, como el callo y las suspensiones de células, así como aquella de varios órganos de plantas tales como tallos, flores, raíces y embriones de crecer de manera más o menos indefinida, se ha utilizado durante muchas décadas en los laboratorios científicos como un instrumento de investigación por genetistas, botánicos y fitopatólogos. A estos métodos se les ha llamado colectivamente **cultivo de tejidos**, una expresión que en ocasiones se usa como sinónimo de micropropagación. Los procedimientos de cultivo de tejidos utilizan un sistema de **producción in vitro** que requiere instalaciones de tipo laboratorio y técnicas asépticas similares a las empleadas para cultivar hongos, bacterias y otros microorganismos.

HISTORIA

Cultivo de tejidos

El establecimiento de los principios biológicos del cultivo de órganos y tejidos ha sido acreditado al alemán Haberlandt, fisiólogo vegetal, quien los enunció por primera vez en 1902. (45) Para 1934, P. R. White (164) pudo cultivar raíces de tomate continuamente *in vitro* proporcionándoles extracto de levadura. Los ingredientes esenciales resultaron ser algunas vitaminas B, en especial la B₁ (tiamina). En 1939, 3 investigadores: Nobecourt y Gautheret en Francia y White en los EUA, reportaron en forma independiente el cultivo indefinido de tejido de callo vegetal en un medio sintético. (164) El descubrimiento de las citokinas y del control hormonal de la regeneración de tallos y raíces logradas de callo de tabaco por Skoog (138) y sus colaboradores en 1948 en la Universidad de Wisconsin estableció las bases para manipular la iniciación de órganos y proporcionó el principio en que se basa toda la micropropagación. Otro avance importante fue el logro de la regeneración de estructuras de tipo embrión (embriones somáticos o embrioides) de suspensiones de células de callos. (46, 128, 144) Otros progresos

importantes comprendieron el descubrimiento de la formación de plantas haploides a partir de granos de polen en desarrollo, (15, 44, 114) el aislamiento de protoplastos vegetales (30, 39) y la hibridación artificial (parasexual) de protoplastos vegetales en cultivos asépticos. (24)

Micropropagación

La aplicación de las técnicas de cultivo de tejidos a la regeneración y propagación comercial de plantas enteras es un desarrollo más reciente que se ha convertido en una alternativa importante de los métodos convencionales de propagación en una amplia gama de especies de plantas.

El descubrimiento de la micropropagación mediante el cultivo de puntas de tallo resultó de los intentos de obtener plantas libres de virus a través del aislamiento de meristemas no infectados. (55, 123, 147) Usando este procedimiento para las orquídeas *Cymbidium*, Morel. (100) descubrió que las puntas de tallo proliferaban para formar masas de protocormos, los cuales podían ser divididos y vueltos a cultivar para producir nuevas plantas. Como la multiplicación tradicional de clones de orquídeas por división es muy lento, el potencial de la propagación vegetativa se aumentó grandemente. (101, 165) A partir de entonces, los procedimientos de Morel se han aplicado a muchas otras especies vegetales. (49, 104, 106, 120)

USOS

En propagación, los sistemas de cultivos de tejidos tienen dos usos principales 1) la propagación rápida en masa de clones y 2) el desarrollo, mantenimiento y distribución de clones específicos probados para organismos patógenos (SPT).

Secundariamente, los sistemas de cultivo in vitro tienen potencial para hacer embarques de material de propagación a distancias grandes y el almacenamiento a largo plazo de material clonal. (6, 72, 162)

En forma paralela a estos usos, en propagación, los sistemas de cultivo de tejidos tienen potencial para la producción de varios productos secundarios, como sustancias farmacéuticas en suspensiones de sistemas de células (37) y muchas aplicaciones en la crianza de plantas. (17, 43, 160)

Propagación en masa

La propagación en masa se caracteriza por las tasas potencialmente altas de multiplicación de clones que pueden lograrse en un tiempo relativamente corto. Las tasas teóricas son muy grandes. Empezando con una sola plantita en cultivo y multiplicándola geométricamente a intervalos mensuales con una tasa de 10 por cultivo, se puede predecir la producción de 1 millón de plantas en 6 meses. Aunque esas tasas no son alcanzables en la práctica, las que se han obtenido son impresionantes. Algunos laboratorios comerciales en operación pueden producir de 1 a 3 millones de plantas por año (véase Cap. 17). Como ejemplos de plantas en esta categoría se pueden citar el helecho de Boston (*Nephrolepis*), la fresa (*Fragaria*), el lirio (*Lilium*), *Gerbera*, las orquídeas *Cymbidium*, *Anthurium* y *Philodendron*. (145)

En un caso, empezando con 30 cultivos, en 8 meses se produjeron 20 mil plantas de *Hemerocallis* en un espacio de 1.85 m². Para producir plantas listas para la venta se necesitó otro

año. Con los métodos convencionales en este mismo periodo se hubieran producido, tal vez, unas 1500 plantas, requiriéndose mucho más espacio para manipular las plantas madres. (116, 117) Estas tasas de operación del vivero requieren una cuidadosa programación para dar lugar al flujo de material durante todo el año en varias etapas de desarrollo.

Estos incrementos rápidos tienen aplicación particular en especies que se multiplican lentamente con los métodos convencionales de propagación como división, separación o hijuelos. (145) Ejemplos de ello incluyen a las orquídeas, el helecho de Boston, muchas plantas de follaje, la palma datilera y otras. Otro uso importante es la multiplicación rápida de (a) cultivares nuevas o mejoradas que se introducen al comercio procedentes de programas de fitomejoramiento. (53) (b) material madre probado para organismos patógenos en programas de control de enfermedades (21, 34) y (c) material materno para producción de semilla híbrida, (3, 166) siendo posible producir en un solo año suficiente material básico en vez de hacerlo en 4 o 5 años.

La propagación continua durante todo el año de material en multiplicación es una ventaja potencial. Convencionalmente, la mayoría de las plantas herbáceas y leñosas perennes se propagan con relación a la estación. La micropropagación permite a los propagadores operar durante todo el año con la producción programada en forma más ajustada a las ventas. Esta ventaja se aplica aun a plantas que se propagan con facilidad con los métodos convencionales.

Control de organismos patógenos

El control de organismos patógenos en las plantas madres se facilita con los sistemas *in vitro*, pero se deben incluir como parte del procedimiento las pruebas necesarias para detectar organismos patógenos conocidos, como virus y bacterias. Una aplicación principal de los sistemas *in vitro* es la combinación de la multiplicación rápida con programas de control de organismos patógenos.

DESVENTAJAS DE LA MICROPROPAGACION

Sin embargo, la micropropagación tiene sus problemas. Las instalaciones necesarias son costosas y en muchas especies de plantas las consideraciones económicas es posible que no justifiquen su empleo comercial. Para efectuar las operaciones se necesita adiestramiento específico. Los errores en identidad, introducción de organismos patógenos desconocidos o la aparición de un mutante desapercibido pueden multiplicarse a una escala considerable en un tiempo muy corto. Se requiere una verificación de la cultivar que se maneje.

En algunas cultivares y con ciertos sistemas de cultivo se pueden originar clases específicas de modificaciones genéticas y epigenéticas que pueden alterar las plantas producidas. En un programa dado de micropropagación se debe tener conocimiento de estos problemas potenciales y efectuar una evaluación de sus efectos en la producción de ciertas cultivares.

TIPOS DE REGENERACION

En los sistemas de cultivos de tejidos hay cinco tipos fundamentales de regeneración vegetativa: (a) alargamiento de las puntas meristemáticas, (b) producción axilar de ramas, (c) iniciación adventicia de ramas, (d) organogénesis y (e) embriogénesis.

Alargamiento de las puntas meristemáticas

Un punto de crecimiento está formado esencialmente por el **meristema apical** situado en la punta de un tallo comprimido formado por nudos y entrenudos. En cada nudo ocurren hojas rudimentarias y no desarrolladas con **meristemas laterales** en sus axilas.

El alargamiento de una punta meristemática se efectúa cuando el meristema apical de una punta de tallo continúa creciendo en cultivo y se hace enraizar para producir una planta diminuta. Este procedimiento se emplea principalmente para producir plantas "libres de virus", (123) para lo cual sólo se remueve el meristema apical (menos de 0.5 mm) con unas cuantas hojas subtendientes. Si no se pueden producir raíces en el explante, entonces se puede efectuar un **microinjerto** en una planta procedente de semilla o en una plantita patrón enraizada en cultivo aséptico. La regeneración se efectúa por alargamiento del meristema apical. Con este método se produce sólo una planta por cada cultivo.

Proliferación de ramas axilares

En la formación de ramas axilares se estimula el crecimiento de puntos de crecimiento laterales que hay en el explante en los nudos que se encuentran abajo del meristema apical y se inhibe el crecimiento de éste. El crecimiento que se obtiene de las ramas axilares proporciona material para un sistema de multiplicación rápido en el cual el número de plantas potenciales se aumenta exponencialmente en cultivos sucesivos.

Iniciación de ramas (tallos) adventicios

La inducción de la producción de tallos o ramas adventicias directamente de raíces, hojas, escamas de bulbos y de otros órganos de plantas intactas es un método común de propagación (véanse los Caps. 9 y 10). Por otra parte, la regeneración de ramas adventicias de tallos intactos de plantas dicotiledóneas es relativamente rara, aunque en ocasiones se presentan en ciertas plantas formaciones naturales conocidas como **esferoblastos**, (1487) o como regeneración de masas de callo después de ser lesionadas. (130) Sin embargo, en medios de cultivo es posible inducir la formación de brotes adventicios en partes separadas de plantas con altas tasas de éxito. El procedimiento no sólo es útil para la micropropagación de plantas que tradicionalmente se multiplican por brotes adventicios como la violeta africana (*Saintpaulia*), sino también en una amplia diversidad de otras especies.

Los brotes adventicios se pueden desarrollar, ya sea *directamente* en el mismo explante o *indirectamente* en masas no organizadas de tejido de callo. (52)

Organogénesis en cultivos de callo

La **organogénesis** se refiere a la iniciación de tallos y raíces adventicias dentro de masas de células de callo. (41, 154) Estas masas de células de callo muy vacuoladas y en gran parte parenquimatosas pueden desarrollar **meristemoides**, que en condiciones específicas de cultivo inician órganos. El proceso es similar al de la iniciación de brotes adventicios en explantes, excepto que ha ocurrido un periodo intermedio de crecimiento independiente de callo.

Embriogénesis

En el ciclo normal de una plántula, la embriogénesis prosigue de un cigoto unicelular hacia la iniciación y desarrollo de un embrión. Un descubrimiento importante fue que células de zanahoria (*Daucus*) propagadas en un cultivo de suspensión con agua de coco no tratada en autoclave y auxina y después colocada en un medio de cultivo libre de hormonas podía desarrollarse a formar millones de embriones individuales.

Estas estructuras han sido llamadas **embrioides** o **embriones somáticos** para distinguirlos de los embriones *sexuales* o *apomicticos* producidos de manera natural. Se han realizado considerables progresos en las técnicas de embriogénesis somática como un procedimiento de propagación potencial. (133, 150, 157, 163)

MICROPROPAGACION Y SISTEMAS DE CULTIVO DE TEJIDOS

Toda micropropagación y cultivo de tejidos empieza por la excisión de una pequeña porción de planta, su liberación o eliminación de microorganismos contaminantes y su plantación en un medio de cultivo. La parte de la planta que se usa para iniciar el proceso se llama **explante**, siendo la unidad básica en la propagación por cultivo de tejidos y se corresponde con términos como estaca, acodo, púa, injerto o semilla.

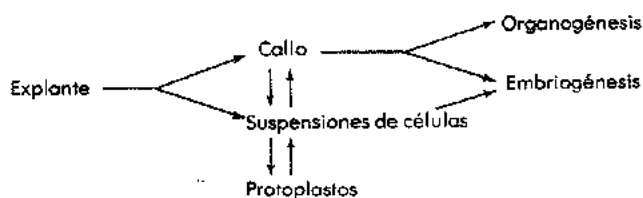
Los nuevos brotes o callos que producen este explante por proliferación son divididos en **propágulos**, que se vuelven a cultivar para su multiplicación. Finalmente se desarrollan nuevas raíces o nuevos tallos y raíces, de manera que se obtienen **plantitas**.

Una clasificación general de los sistemas de micropropagación y de cultivo de tejidos utilizando sistemas asépticos de cultivo *in vitro* es la siguiente:

Clase I. Regeneración de nuevas plantas a partir de estructuras vegetativas o tejidos.

1. Cultivo de puntas meristemáticas.
2. Microinjerto.
3. Cultivo de puntas de tallo.
4. Cultivo de ramas o tallos adventicios.
5. Cultivo de tejidos y de células.
 - a. Cultivo de callo.
 - b. Suspensiones de células.
 - c. Cultivo de protoplastos.

Las relaciones entre callo, células y protoplastos y su capacidad para regenerar plantas completas se muestra como sigue:



Clase II. Reproducción de plántulas por escisión de estructuras reproductivas existentes.

1. Cultivo de anteras y de polen.
2. Cultivo de óvulos.
3. Cultivo de embriones.
4. Cultivo de semillas.
5. Cultivo de esporas.

Clase I. Explantes vegetativos**CULTIVO DE PLANTAS MERISTEMÁTICAS**

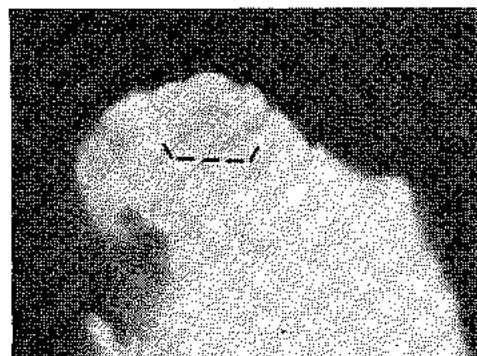
En este procedimiento se separa como explante la parte más pequeña de la punta del tallo, que comprende sólo el domo meristemático y unas cuantas hojas subtendientes (Véase Fig. 16-1). El objeto es producir una plantita pequeña, alargada, con raíces que estén libres de hongos, bacterias, virus y enfermedades virosas que es posible que no estén presentes en el meristema. El tamaño puede ser de 0.25 a 1.00 mm o aún menor. Entre menor sea el tamaño, más efectivo es el procedimiento para eliminar organismos patógenos. (105) Por otra parte, entre más pequeña sea la porción, el manejo resulta más difícil y menor la tasa de supervivencia. En fresas (89), el tamaño óptimo para lograr tanto la regeneración de la planta como la eliminación del organismo patógeno se encontró que era de 0.5 a 0.9 mm. Las condiciones de cultivo y el medio usado son similares a aquellas descritas para otros tipos de cultivos (véase Cap. 17). Por lo general, se añade una pequeña concentración de citokinina y una cantidad moderada de auxina, aunque la transferencia a un medio libre de auxina puede necesitarse para mejorar el desarrollo de las raíces. La adición de cantidades pequeñas de ácido giberélico (0.1 mg/L) es útil en algunos casos, pero una cantidad excesiva puede inhibir el enraizamiento.

Este procedimiento se ha empleado con gran éxito en plantas herbáceas como claveles (véase Fig. 16-2), patatas, crisantemos y orquídeas que enraizan con relativa facilidad en el medio de cultivo. (55, 69, 92, 123, 139, 140, 147) Debido a que la reproducción se hace con ápices tan pequeños, ha sido más difícil aplicarlo a plantas leñosas, en las cuales se ha sustituido por el microinjerto. (58, 109)

INJERTOS DE PUNTAS DE TALLO

El injerto de puntas de tallo, en el cual la púa está formada por puntas de tallo muy pequeñas consistentes del meristema y 3 primordios foliares (de 0.14 a 0.18 mm), se ha utilizado *in vitro*.

Fig. 16-1 Punta de un tallo de clavel a la que se han quitado las hojas exteriores, que muestra los meristemas (puntos de crecimiento) apical y laterales. Las líneas indican la parte de la punta que se va a remover para cultivo. Cortesía de W. P. Hackett.



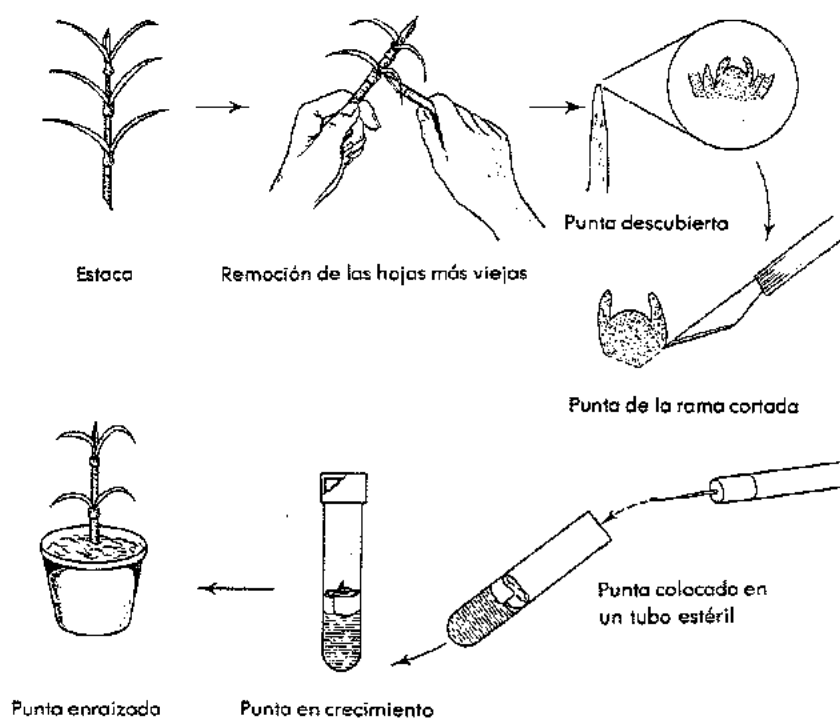


Fig. 16-2 Cultivo de puntas de ramas de claveles. Siguiendo las flechas: se obtiene la estaca de claveles, se remueven las hojas más viejas y luego se quitan las hojas pequeñas y envolturas del extremo del ápice para exponer el punto de crecimiento. Ese punto y los primordios de las hojas subtendientes próximas se remueven con un escalpelo y se colocan en la superficie de una mecha de papel en un tubo de ensayo con medio nutritivo. La punta de la rama crece en el medio hasta alcanzar tamaño suficiente para ser trasplantada a una maceta. En el extremo inferior izquierdo se muestra una planta completamente desarrollada. Reproducida de Holley y Baker. (54)

en patrones procedentes de semilla (plántulas) para propagar plantas de cítricos, (110) manzano (59) y *Prunus*. (111) El uso principal de esta técnica es para producir plantas "libres de virus" de especies de plantas leñosas que no regeneran con facilidad tallos y raíces en cultivos de puntas de tallo. Para cítricos, este método se ha empleado para producir plantas en estado adulto y saltar así las características de crecimiento juvenil vigoroso que resulta cuando se usan plántulas nucelares para producir fuentes de plantas "libres de virus" de cultivares establecidas.

CULTIVO DE PUNTAS DE TALLO

El cultivo de puntas de tallo tiene paralelismo con la propagación estándar por estacas (véanse Caps. 9 y 10), pero emplea una estaca de tallo miniaturizada y comprende altas tasas de multiplicación (Fig. 16-3). El éxito varía según los explantes que se utilicen y depende de la aplicación de las hormonas apropiadas. El explante puede consistir en todo o parte de un punto de crecimiento apical o lateral de un tallo o puede ser una porción de tallo con varios nudos. (49, 104, 105, 168) El tamaño de los explantes varía. Los tamaños más pequeños, descritos para

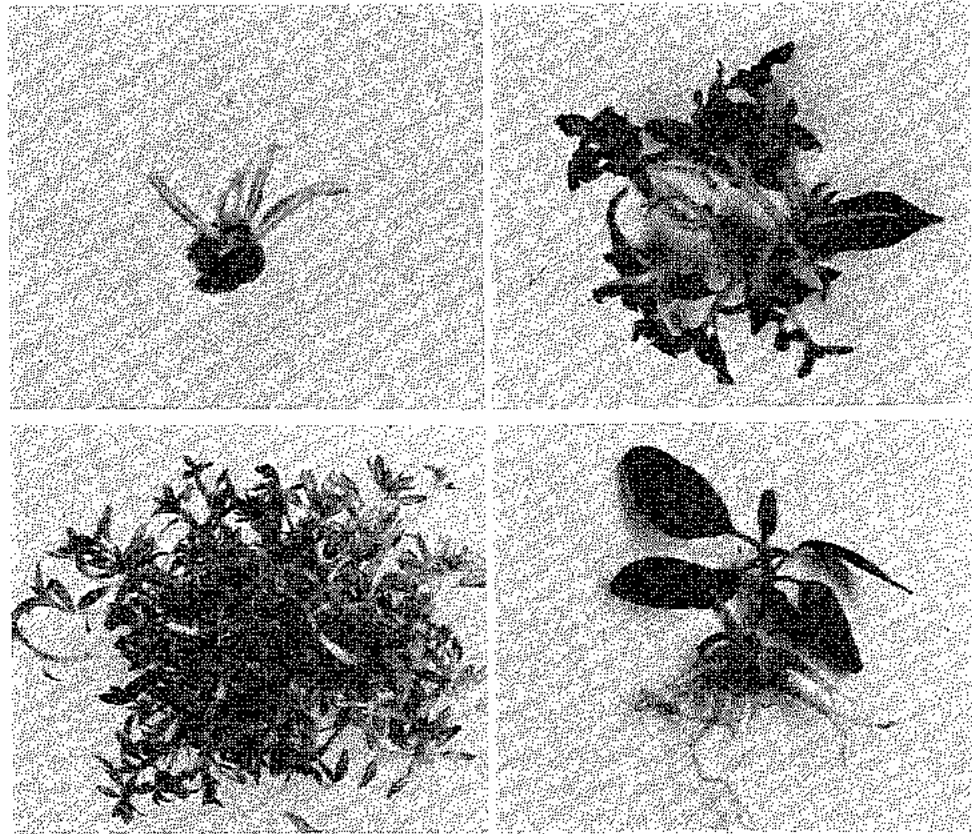


Fig. 16-3 Propagación de puntas de tallo mediante la formación de brotes axilares en álamo (*Populus*). Arriba, izquierda: explante de una yema vegetativa después de 2 semanas en cultivo (3 mm/diá). Arriba, derecha: yemas axilares formados en el explante después de 4 a 6 semanas (15 mm/diá). Abajo, izquierda: proliferación avanzada de brotes en un propágulo (5 cm/diá). Abajo, derecha: plantita enraizada. Cortesía de C. B. Christie. (29)

cultivo de puntas meristemáticas (de 0.1 a 0.5 mm), normalmente no se utilizan en la propagación debido a las dificultades que ofrece su escisión.

Un tipo más común es una punta de tallo no expandida, con longitud de 0.5 a 2.0 mm. Aunque este tamaño de explante es más cómodo para la propagación, es posible que no esté libre de virus y de otros organismos patógenos sistémicos que los tamaños más pequeños.

En un tercer tipo se utilizan secciones de punta de tallo inmaduro en expansión de 1.0 a 2.0 cm o mayores, incluyendo hojas inmaduras. Este tipo resulta cómodo para la propagación, pero en el mismo es aún más posible que esté contaminado por organismos patógenos. Los explantes de puntas de tallo se pueden tomar también de segmentos de yemas laterales, que esencialmente son estacas de un solo nudo.

Los explantes de un solo nudo se establecen mediante el alargamiento del meristema terminal, acompañado por un desarrollo limitado de los meristemas axilares. Las fases de multiplicación resultan de la supresión del meristema terminal y de la estimulación de las yemas axilares para que crezcan y se alarguen. La división repetida y la transferencia de los propágulos

Injerto de puntas de tallo *in vitro* (Fig. 16-4)

Los embriones de *Citrus* se separan de las semillas del patrón, se esteriliza su superficie y se plantan en un medio estándar de sales inorgánicas con 1% de agar. (109, 110) Los embriones germinan en la oscuridad durante 2 semanas. Luego, se sacan las plántulas y se decapitan a dejarlas de 1 a 1.5 cm de largo. Los cotiledones y las yemas laterales se separan con una navaja de afeitar montada. Como púa se utiliza una punta de 0.14 a 0.18 mm con 3 primordios foliares. Con esto se obtiene un éxito razonable y el uso de puntas cortas elimina los virus.

En la plántula patrón se hace un corte en T invertida, cortando 1 mm hacia abajo del tallo, seguido por un corte horizontal en la base. La punta de tallo separada se coloca debajo de la alea cerca del cámbium. Las plantas injertadas se colocan en un medio líquido. El tallo se sostiene con un puente de papel filtro con un agujero en el centro. Los cultivos se mantienen en la luz de 3 a 5 semanas para su cicatrización. Las plantas injertadas se trasplantan cuando en la púa aparecen 2 hojas expandidas.

Se ha utilizado un procedimiento similar para manzanos (59) y ciruelos. (111) Como patrones se emplean plantas procedentes de semilla o tallos enraizados. Al tomar las puntas de tallo que se utilizan como púas de plantas cultivadas en medios de cultivo se reducen los problemas de contaminación.

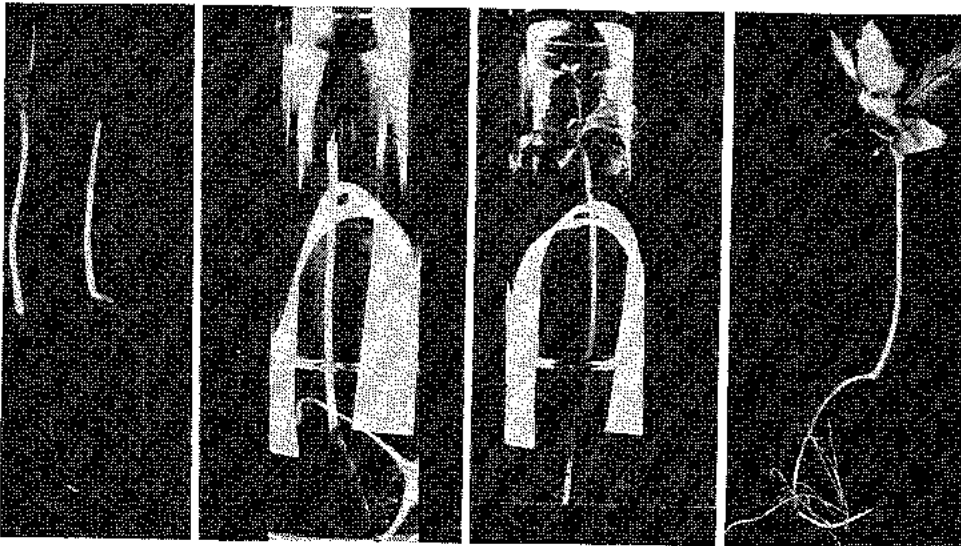


Fig. 16-4 Microinjerto de meristemas de manzano. *Izquierda:* secciones de hipocólitos obtenidos de semilla, antes y después de la decapitación. *Centro, izquierda:* planta injertada 1 semana después de haber hecho el injerto. *Centro, derecha:* planta injertada después de 6 semanas de la operación, en la cual está creciendo la púa. *Derecha:* 8 semanas después de injertada, lista para el trasplante. Cortesía de D. F. Millikan y S. C. Huang. (59)

a nuevo medio de cultivo conduce a un considerable incremento, pero la cantidad está limitada por el número de yemas axilares presentes en el explante o propágulo.

La producción de brotes axilares puede ir acompañada de la proliferación de yemas adventicias del callo que se forme en la base del propágulo. (1) En esos casos, se pueden obtener tasas de multiplicación más elevadas ya que el incremento no depende del número de nudos (Fig. 16-5).

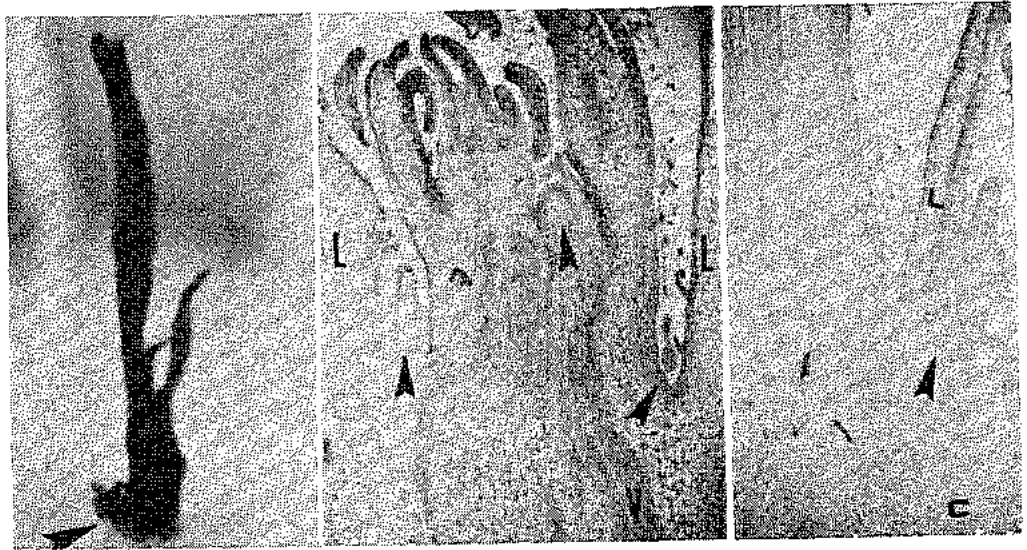


Fig. 16-5 Multiplicación del tallo en un cultivo de puntas de tallo del manzano EMLA 26. Izquierda: propágulo 10 días después de injertado formado por brotes adventicios apical, axilar y basal. Centro: porción apical del cultivo de la punta de tallo de la izquierda después de 6 semanas. Las flechas señalan los brotes axilares. Derecha: el brote basal axilar mostrado a la derecha 6 semanas después. Muestra que el brote es adventicio y se origina de una masa de callo basal (C). La letra L indica primordios foliares. El área vascular está identificada por (V). Cortesía de Neil Miles. Tomada de Nasir, F.R. y N. Miles, 1981. Histological origin of EMLA 26 apple shoots generated during micropropagation. *HortScience* 16:53.

La propagación por puntas de tallo se adapta para la propagación *in vitro* de casi cualquier especie de planta si se conocen o determinan la secuencias y los requerimientos de cultivo apropiados. A menudo este sistema se prefiere a otros métodos debido a que es más similar a los métodos convencionales de propagación por estacas y tiene menos probabilidades de producir cambios genéticos.

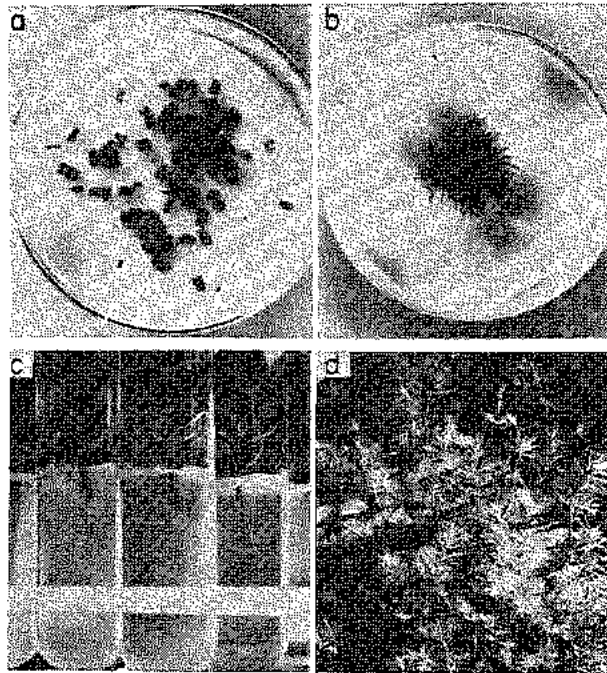
INICIACIÓN DE BROTES ADVENTICIOS

Se pueden iniciar nuevos ápices de ramas o brotes ya sea (a) directamente del explante o (b) indirectamente del callo que se forma en la superficie cortada del explante. (52) Los 2 factores más importantes que afectan la iniciación de brotes adventicios son: (a) la selección del explante y (b) el régimen de hormonas a que se sometan las plantas.

Entre los tipos de explantes hay los siguientes:

Porciones de hoja, que se usan en plantas como *Saintpaulia*. (13) *Salpiglossis* (83) y rábano picante, (96) que de manera natural se regeneran en esta forma. Experimentalmente, se han regenerado plantas enteras de tiras de epidermis o de otras capas más profundas. (159) Una variación interesante es el "cultivo de ápices de tallo fragmentados", (9, 10) en el cual ápices de tallo de 0.1 mm de largo se han cortado en 2 o 4 segmentos y cultivados en gotas del medio. Estos pequeños segmentos proliferan a formar pequeñas estructuras foliosas que pueden desarrollarse hasta formar plantas completas.

Fig. 16-6 Formación de yemas adventicias en cotiledones de abeto Douglas (*Pseudotsuga menziesii*). (a): los cotiledones se separan de semillas germinadas, se cortan en segmentos y se colocan en un medio con 1 ppm de BAP más de 0.001 ppm de NAA para iniciar yemas adventicias. (b): el medio se cambia omitiendo las hormonas; se desarrollan masas de brotes. (c): se separan brotes individuales y se hacen enraizar en un medio de cultivo con 0.001 ppm de NAA, 0.5% de sucrosa y con la temperatura reducida a 19 °C. (d): plántulas en crecimiento en invernadero. Cortesía del Dr. Tsai-Ying Cheng. (26)



Se utilizan explantes de puntas de tallo en varias especies, como en orquídeas y helechos, en los cuales se desarrollan masas de tejido de tipo callo y regeneran a un gran número de brotes. Con el tiempo, las plantas iniciadas de puntas de tallo con el propósito inicial de formación de brotes axilares, pueden revertir a formar altos porcentajes de brotes adventicios. (1)

Cotiledones, hipocótilos y otras estructuras de plántulas han sido en particular útiles como material inicial (Fig. 16-6) para coníferas, en las cuales se puede usar segmentos de cotiledones separados para regenerar nuevos brotes, en presencia de citokinina. (23, 28, 31)

Se han usado fascículos de agujas jóvenes procedentes de árboles coníferos viejos para regenerar tallos. (31) Los explantes obtenidos de tejidos vegetales que han sido rejuvenecidos a un estado juvenil han sido en particular responsivos. (14)

Los segmentos de inflorescencias inmaduras de escapos florales tienen alta capacidad de regeneración en algunas especies, en particular en algunas monocotiledóneas, como *Gladiolus*, (169) *Hemerocallis*, (51) *Iris*, (97) *Hosta* (121) y *Freesia*, (121) así como en algunas dicotiledóneas como *Gerbera* (122) o *Chrysanthemum*. (129)

Las escamas de bulbos de varias plantas monocotiledóneas (60, 61, 62) característicamente tienen tejidos meristemáticos en la base, cerca de la placa basal (véase Cap. 15). Cuando se toman explantes y se colocan en medio de cultivo, se desarrollan brotes adventicios directamente de ellos.

Los discos de tejidos de tubérculo de patata (un tallo modificado), separados de la corteza justo en el interior o en el exterior del anillo vascular tienen capacidad para regenerar brotes adventicios, (66) pero no así aquellos procedentes de la medula.

La iniciación directa principia con células de parénquima que están situadas ya sea en la epidermis o justo abajo de la superficie del tallo; algunas de esas células se vuelven meristemáticas y se desarrollan grupos de células pequeñas, que se tifican intensamente, llamadas **meristemoides** (52) las cuales aparentemente se originan de células individuales.

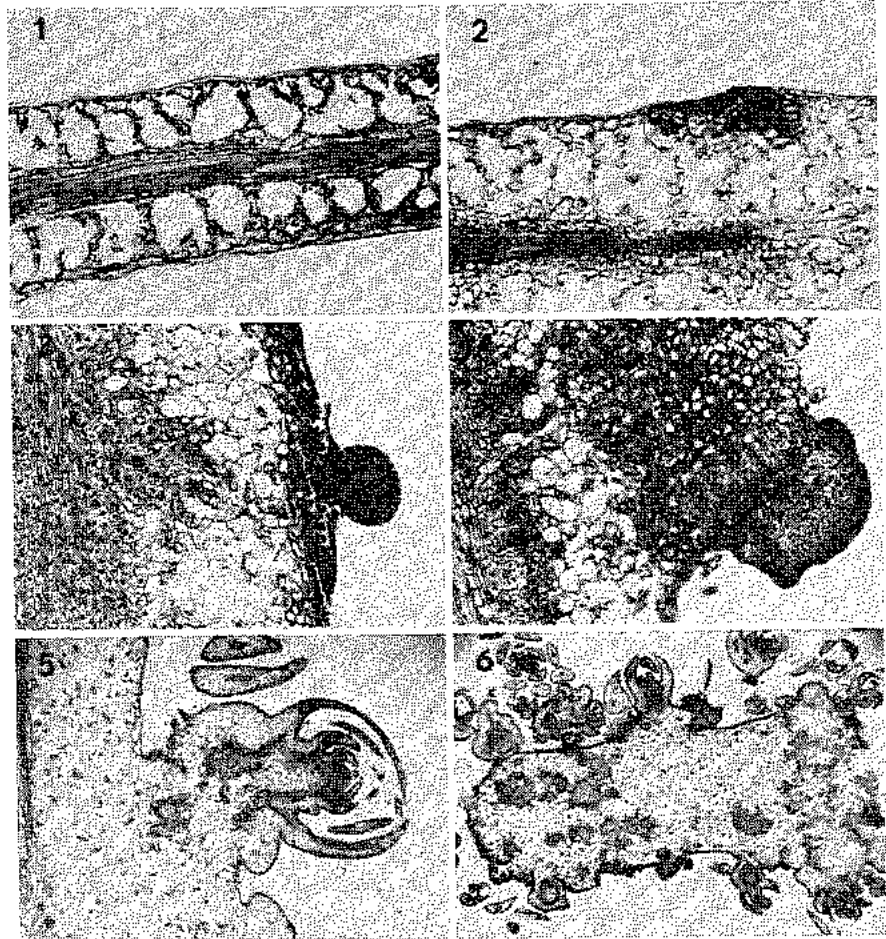


Fig. 16-7 Iniciación de brotes adventicios en cotiledones de abeto Douglas (*Pseudotsuga menziesii*). Arriba, izquierda: corte transversal del cotiledón antes del cultivo. Arriba, derecha: iniciación de un meristemoide en la superficie del cotiledón. Centro, izquierda: desarrollo de un meristemoide de una pequeña masa globular de tejido. Centro, derecha: diferenciación de un primordio de brote. Abajo, izquierda: una punta de tallo completamente desarrollada. Abajo, derecha: cotiledones que muestran masas de puntas de brotes adventicios. Cortesía del Dr. Tsai-Ying Cheng. (25)

Sin embargo, la respuesta de los explantes depende de la concentración de hormonas (Fig. 16-7). En un estudio de la iniciación de brotes en cotiledones de abeto Douglas (25) se necesitó la citokinina (BAP5 mM) para inducir la formación de yemas adventicias, pero resultaron 3 patrones de respuesta, dependiendo del nivel de auxina también proporcionado. Con baja concentración de auxina (NAA 5mM) sólo se desarrollaron brotes. Con cantidades mayores de auxina (NAA 5mM) los cotiledones produjeron callo y muchos brotes. Cuando sólo se añadió auxina (NAA 5mM), sólo se formó callo.

El desarrollo indirecto de brotes adventicios implica, primero la iniciación de callo basal de los brotes separados en cultivo. (1) Los brotes se originan en la periferia del callo e inicialmente

no están conectados al tejido vascular del explante. De manera similar, en plantas intactas, si se aplica citokinina en bloques de agar cilíndricos pueden originarse brotes del callo formado en el ápice de epicótilos decapitados. (130)

En general, la formación de brotes adventicios puede conducir a tasas muy elevadas de multiplicación, más altas que las que se obtienen de ramas axilares. Por otra parte, los brotes adventicios pueden aumentar las tasas de producción de plantas aberrantes, resultantes de la partición de quimeras que en algunas cultivares resulta en la pérdida de la variegación y en reversiones a una condición más juvenil. (85) Cuando se use este sistema, las plantas producidas deben evaluarse cuidadosamente respecto a la posible variación.

SISTEMAS DE CULTIVOS DE TEJIDOS Y DE CÉLULAS

El cultivo de células de plantas, ya sea como tejido de callo (Fig. 16-8) o en suspensiones líquidas (Fig. 16-9) proporciona una técnica importante que puede ser un paso preliminar para la regeneración de plantas completas. Sin embargo, debido a la variabilidad genética potencial asociada con estos sistemas, el cultivo de células y de tejidos es de menos importancia en la propagación de cultivares que en actividades de genética, mejoramiento de plantas y de ingeniería genética. Por otra parte, la propagación en masa de embriones somáticos que incorpore técnicas de propagación de semillas como la siembra fluida descrita en el Cap. 7, puede convertirse en un procedimiento factible en algunas plantas.

El cultivo en masa de células vegetales para la producción industrial de compuestos secundarios, como sustancias farmacéuticas, puede ser factible. (11, 37)

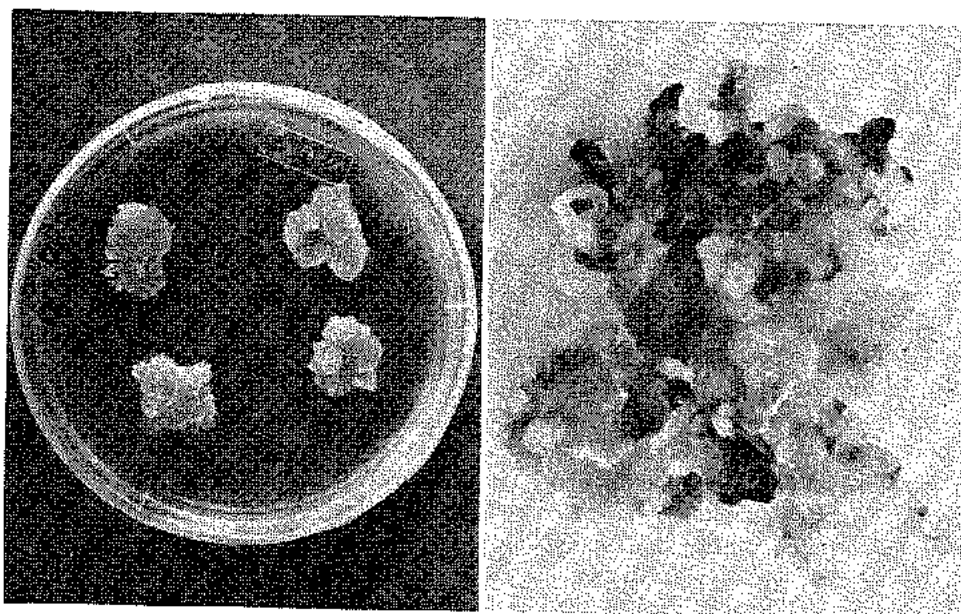
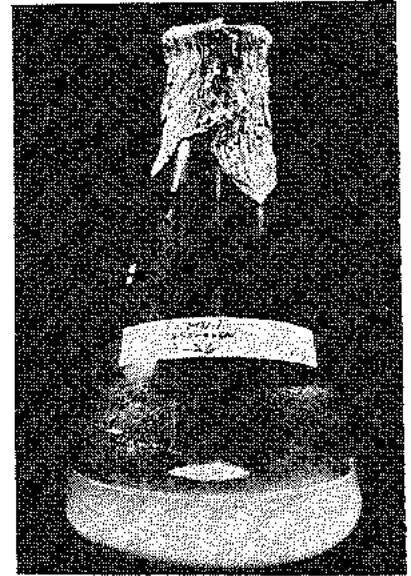


Fig. 16-8 Cultivos de tejidos. Izquierda: callo de tomate (*Lycopersicon esculentum*) no diferenciado, desarrollándose *in vitro*. Derecha: callo de maíz (*Zea mays*) que muestra manchas oscuras, las cuales son áreas verdes productoras de meristemoides que iniciarán brotes. Cortesía, Dra. Carole Meredith.

Fig. 16-9 Cultivo de suspensión de células de apio (*Apium graveolens* L.) Cortesía, Dr. Lawrence Rappaport.



Cultivo de callo. El callo es producido en los explantes *in vitro* como resultado de las lesiones y en respuesta a hormonas ya sea endógenas o proporcionadas en el medio de cultivo. Los explantes de casi cualquier estructura o parte de planta, como semillas, tallos, raíces, hojas, órganos de almacenamiento o frutos, pueden ser separados, desinfectados y colocados en la superficie de un medio de cultivo para producir callo. (151, 155) Los subcultivos de estas masas de callo se pueden continuar durante periodos largos separados del explante original (Fig. 16-8).

Para el cultivo de callo, los diversos investigadores han usado varios medios de cultivo diferentes, pero el más común es el medio Murashige-Skoog (MS), desarrollado especialmente para callo de tabaco. (107) Este medio es rico en macroelementos, en particular nitrógeno, incluyendo iones tanto de nitrato (NO_3) como de amonio (NH_4), sucrosa y ciertas vitaminas. La iniciación de la división celular y la subsiguiente producción de callo requieren que se adicionen en las proporciones adecuadas una citokinina y una auxina. (138) La auxina, en concentraciones de moderadas a elevadas, es la hormona primaria que se usa para producir callo. Las principales auxinas incluyen al ácido indolacético (IAA), ácido naftalenacético (NAA) y el ácido 2,4-dicloro-fenoxiacético (2,4-D), en orden creciente de efectividad. La citokinina, como kinetina o benciladenina (BA) es proporcionada en una cantidad menor si no está presente en cantidad adecuada dentro del explante.

Aunque exteriormente los cultivos de masas de callo pueden aparecer como masas de células uniformes, en realidad su estructura es relativamente compleja con considerable variación morfológica, fisiológica y genética dentro del callo. (151) El crecimiento sigue un patrón logarítmico típico, presentándose: (a) un periodo lento de *inducción* de división celular que requiere auxina (b) una fase de *división* celular rápida que implica la síntesis activa de ADN, ARN y proteína, seguida por (c) una *cesación* gradual de la división celular con (d) *diferenciación* en células de parénquima más grandes y en células de tipo vascular. La división celular no se efectúa en toda la masa en cultivo sino que se localiza principalmente en una capa meristemática en la periferia exterior de las células. Las partes interiores del callo permanecen como una masa no dividida del tejido viejo y, a su tiempo, pueden diferir fisiológica y genéticamente de las células de la capa exterior; en la cual la división disminuye y el callo puede tomar un

aspecto bulboso a medida que las divisiones celulares se restringen a islas específicas de células. Así, dentro de la masa de tejido en cultivo pueden ocurrir variaciones en edad y tipo de células. (158) Las células interiores son más viejas y las exteriores más nuevas en tanto persiste una región meristemática en la periferia de la masa de callo.

Suspensiones de células. Un cultivo de suspensión de células es una extensión del cultivo de callo o de tejidos, consistente en células y/o grupos de ellas dispersas y que están creciendo en un medio de cultivo líquido aerado. (151, 153)

Las suspensiones de células tienen ventajas sobre los cultivos de callo en cuanto las células se desarrollan más o menos individualmente, las células tienen más acceso nutritivo al medio de cultivo y se evitan algunos de los gradientes y variaciones fisiológicas de los cultivos de callo.

Un cultivo de suspensión se inicia colocando una porción de callo friable o de tejido homogeneizado en un medio líquido, de manera que las células se separen entre sí. Estas células se cultivan en varios aparatos (Fig. 16-9). En uno de ellos (cultivo por lotes), las células se hacen crecer en un matraz colocado en un dispositivo agitador que permite que se mezclen el aire y el líquido. Hay disponibles aparatos giratorios que bañan continuamente al tejido. Otro dispositivo llamado quimiostato o turbidostato, hace circular el medio a través del cultivo de células esencialmente en la misma forma que en un cultivo de microorganismos. En un tercer método, las células puestas en una capa de papel filtro se colocan en una caja de petri con una capa delgada de medio de cultivo (56), sin dar agitación.

El crecimiento de las células sigue un patrón típico basado en cambios en las tasas de división celular. Primero, las células se dividen con lentitud (*fase de retardo*), luego con más rapidez (*exponencial*) incrementando a un estado constante (*lineal*) seguido por una tasa declinante (*desaceleración*), hasta que se llega a un estado *estacionario*. A este patrón se le llama *curva de crecimiento logarítmico*. Si a un nuevo medio de cultivo líquido se transfiere una pequeña cantidad de inoculum de líquido con células nuevas, el proceso se repite. En condiciones ambientales apropiadas, con control del medio de cultivo, el proceso puede proseguir indefinidamente.

Los medios de cultivo usualmente son similares a aquellos que se utilizan para cultivos de tejidos de callo e incluyen una gama completa de ingredientes: sales inorgánicas, sucrosa, vitaminas y un equilibrio apropiado de las cantidades de hormonas.

Cultivo de protoplastos. Los protoplastos son las partes vivientes de las células que contienen el núcleo, citoplasma, vacuola y varias estructuras celulares rodeadas por una membrana semipermeable. La célula vegetal, en contraste con la animal, está circundada por una pared celular maciza no viviente formada por celulosa y hemicelulosa y mantenida unida por materiales pécticos.

El principal avance que permitió hacer cultivos de protoplastos (30, 151) fue el descubrimiento de que las paredes celulares de las células vegetales podían ser removidas por enzimas que digieren la pectina y permiten que sobreviva el protoplasto circundado por la membrana celular (Fig. 16-10). Para este propósito se dispone de preparaciones comerciales que contienen complejos de celulasas. Es necesario mantener una presión osmótica adecuada para evitar la ruptura de las membranas para lo cual ha resultado útil el manitol (0.45 a 0.8 M).

Los protoplastos se cultivan en medios similares a los usados para las células, excepto por la presencia de enzimas y el osmotizante. Una vez que se suprime la enzima, la regeneración de las paredes celulares se efectúa con rapidez en unos cuantos días. Una vez que se han producido las nuevas paredes celulares, las células regeneradas se pueden usar para iniciar cultivos de tejidos o de suspensiones de células. En esta etapa se pueden regenerar nuevas plantas.

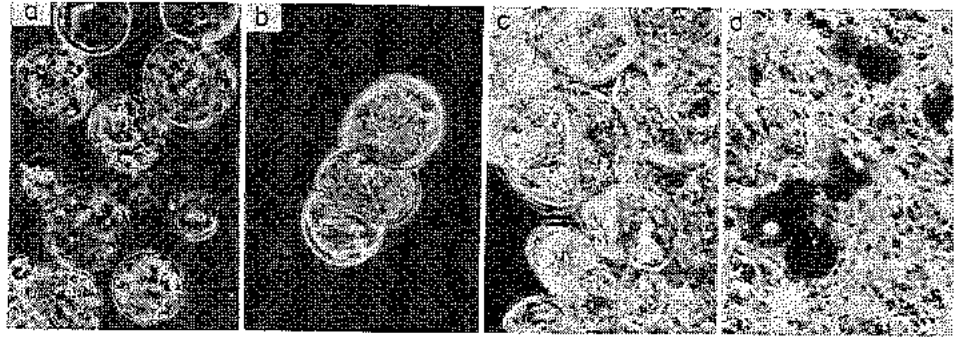


Fig. 16-10 Protoplastos de cotiledones de abeto Douglas (*Pseudotsuga menziesii*). (a): protoplastos recién aislados en los cuales se ha removido la pared celular. (b): estado de 4 células después que el protoplasto ha vuelto a sintetizar una pared celular y se ha dividido 2 veces. (c): células de una colonia. (d): formación de callo. Cortesía, Dr. Tsai-Ying Cheng. (26)

El cultivo de protoplastos es de significancia en la biología vegetal debido a que con su empleo se han podido manipular las células en muchas formas, (17, 134, 151, 155) una vez que se han eliminado las paredes celulares que las encierran. Se facilita la investigación en fitopatología debido a que los virus pueden ser incorporados con más facilidad en los protoplastos. Se ha logrado la fusión de protoplastos de 2 genotipos diferentes, como de 2 especies, combinándose 2 núcleos y 2 citoplasmas en un proceso llamado de **hibridación somática** (o **parasexual**). (24) Los protoplastos pueden absorber ADN, proteínas y otras macromoléculas en tal forma que permite la incorporación directa de nuevo material genético a las células de un organismo. Este procedimiento es llamado **transformación**. Los protoplastos aislados también tienen la capacidad de incorporar núcleos y cloroplastos (**transferencia de organelos**). Todos estos procedimientos son técnicas importantes de **ingeniería genética**, la cual, sin embargo, requiere la regeneración subsecuente de las plantas enteras seguida por su propagación en masa en una forma estable.

Diferenciación. La inducción de raíces, tallos o embrioides empieza con la **desdiferenciación** de grupos de células de parénquima para producir centros de actividad meristemática. En el caso de la organogénesis se les ha llamado **meristemoides** (86, 154, 159) y en el de la embriogénesis **masas preembriónicas (PEM)**. (41, 133, 163) El que ocurra organogénesis o embriogénesis depende en gran parte de la fuente del explante, pero los procesos pueden ser dirigidos en cierto grado con las manipulaciones de ingredientes del sistema de cultivo. Para cualquier especie o cultivar, se deben efectuar experimentos para determinar la mejor fuente de explantes y las condiciones óptimas de cultivo. En los primeros estudios, el callo de tabaco producía brotes (138) si se proporcionaba una cantidad relativamente elevada de citokinina, con cantidades correspondientemente bajas o ausencia completa de auxina (Fig. 16-11). La adenina ha sido sinérgica con la citokinina y un incremento en la cantidad de fosfato orgánico (PO_4) ha resultado útil. Aunque en la mayoría de las otras plantas tiende a presentarse el mismo patrón, para cada especie o cultivar se necesita una fórmula exacta para optimizar las condiciones requeridas.

Se han producido **embriones somáticos** empleando 2 procesos generales (Fig. 16-12).

El de **embriogénesis directa**, en el cual se utilizan como explantes tejidos que de inmediato son capaces de producir embriones somáticos. Ejemplos de ello son el tejido nucelar de cultivares de cítricos **poliembriónicos**, (20) óvulos de vid (*Vitis*) (102) y embriones inmaduros de cacao

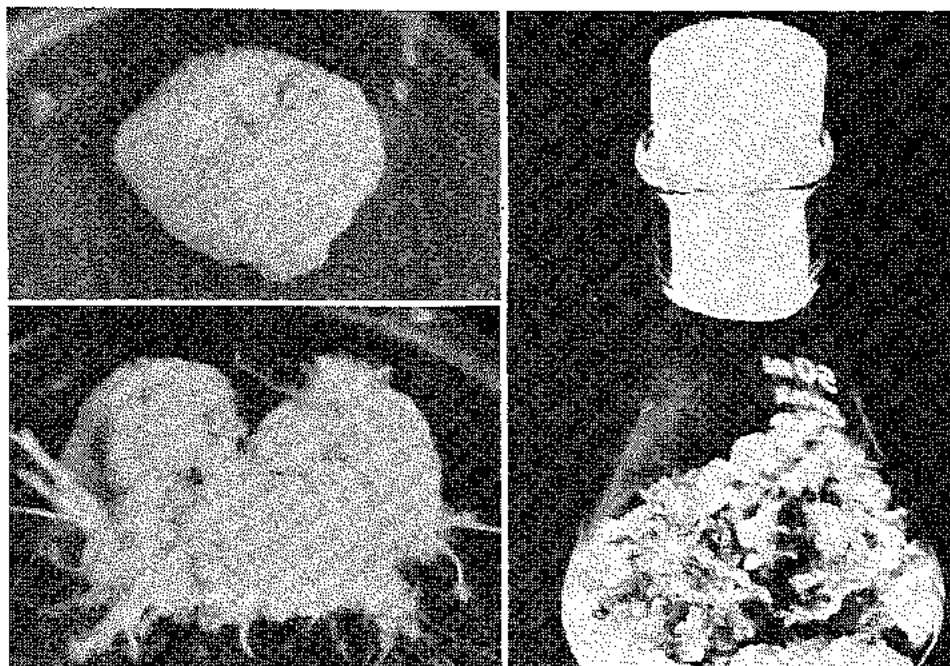


Fig. 16-11 Organogénesis en callo de tabaco. Arriba, izquierda: tejido de callo no diferenciado desarrollado de una célula individual de medula, producido con la técnica de cultivo nodriza. Abajo, izquierda: en el cultivo de callo se desarrollan raíces adventicias cuando se cultiva en un medio rico en auxina (IAA) y pobre en kinina (kinetina). Derecha: cuando el callo se cultiva en un medio pobre de IAA y rico en kinetina se desarrollan tallos y hojas. Con el equilibrio apropiado del medio, se desarrollan raíces y tallos y se obtienen nuevas plantas. Cortesía, T. Murashige.

(*Theobroma*), (119) aunque este tipo de embriogénesis puede implicar también cierta formación de callo. Se dice que estos explantes tienen células preembriónicamente determinadas (PEDC).

En la *embriogénesis indirecta* se utiliza un estado intermedio del desarrollo del callo o un cultivo de suspensión de células durante el cual se induce un cambio en la potencialidad de las células. Estos embriones somáticos se describen como células determinadas embriónicamente inducidas (IEDC). (133) Otros puntos de vista favorecen la idea de que los 2 procesos en realidad son el mismo y que los embriones somáticos se originan de la continuación de células especiales que estaban presentes en el explante original. (150) En ambos casos, el callo productor de embriones (embriogénico), una vez desarrollado continúa produciendo embriones. (78, 79) Los embriones somáticos se originan de células individuales situadas dentro de grupos de células meristemáticas, tanto en la masa de callo como en la suspensión de células. Esas células se desarrollan para formar proembriones con polaridad, siguiendo un patrón que tiende a repetir el patrón general asociado como el desarrollo de embriones en el óvulo (véase Cap. 3). (163)

En ambos casos la embriogénesis sigue en proceso de 2 pasos en el café, (131) la palma datilera (156) y la vid. (78, 79) El primer paso (acondicionamiento) implica un periodo de for-

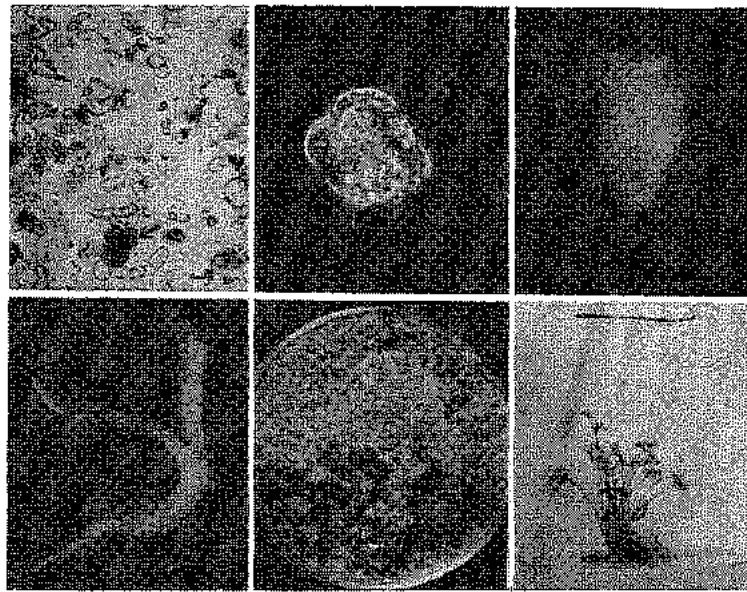


Fig. 16-12 Embriogénesis en zanahoria. (144) Arriba, izquierda: vista bastante ampliada de células suspendidas y de grupos de células derivadas del cultivo de tejidos de zanahoria en un medio líquido. La flecha señala un grupo de células, el estado inicial para un embrión. Arriba, centro: grupo individual de células (con mayor aumento) que ilustra el estado globular de desarrollo. Arriba, derecha: un estado más avanzado del desarrollo del embrión, acorazonado. Abajo, izquierda: embrión maduro que se desarrolló en forma continua del estado globular, a través de los estados acorazonado y de torpedo (no mostrado). Abajo, centro: miles de plantitas de zanahoria que se desarrollaron como embriones. Abajo, derecha: planta individual de zanahoria que creció de un embrión individual trasplantado de una etapa de crecimiento anterior. Cortesía, F. C. Steward y M. O. Mapes.

mación de callo en el cual se proporcionan concentraciones relativamente elevadas de auxina. El 2,4-D ha tenido éxito en esta operación. El segundo paso (inducción) implica el cambio a un medio de cultivo libre de auxina y otras hormonas pero con una elevada provisión de nitrógeno.

Explantes reproductivos

CULTIVO DE ANTERAS Y DE POLEN

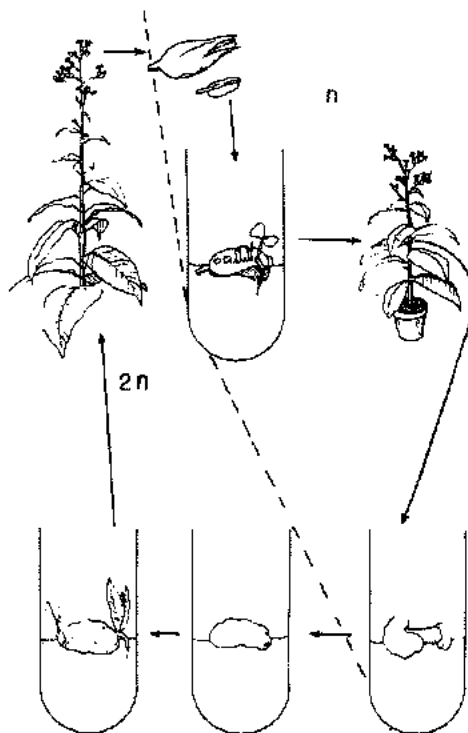
En algunas especies de plantas se han producido plantas completas mediante la diferenciación de granos de polen inmaturos para producir ya sea un pequeño embrión por embriogénesis (32, 112, 114) o una masa de callo que a su vez pasa a un proceso de organogénesis. (135, 152) El cultivo de anteras tiene significación en el mejoramiento para producir plantas haploides en las cuales subsecuentemente se pueden duplicar los cromosomas, produciendo así líneas isogénicas, homocigotas (Fig. 16-13). (18)

Embriogénesis en el cafeto

En un medio de cultivo simple (minerales y azúcar) se colocaron en la oscuridad durante 36 h explantes (de 7mm²) cortados de hojas maduras de cafeto obtenidas de ramas laterales. Luego los explantes sanos se transfirieron a un medio de acondicionamiento: medio de cultivo MS con tiamina (30 uM), L-cisteína (210 uM), mesoinositol (117 uM), sucrosa, agar de 0.8 al 1.0% kinetina (20 uM) y 2,4-D (5 uM). El material se incubó en la oscuridad por 45 a 50 días en cuyo lapso se desarrollaron callos típicos, blancos, masivos. (131) Estos callos fueron entonces transferidos al medio de inducción y cultivados en luz. Este medio fue MS al 50% de su concentración, excepto que se incrementó el KNO₃ e incluyó kinetina (2.5 uM) y NAA (0.5 uM). En el medio de inducción el callo lentamente tomó un color pardo. En 13 a 15 semanas empezaron a aparecer embriones somáticos, pero con una frecuencia baja (de 1 a 20 por cultivo).

En 16 a 19 semanas de las masas pardas de callo se empezaron a desarrollar *masas proembriónicas* o PEMs, pequeñas, blancas, globulares. Estos nuevos tejidos finalmente se desarrollaron a formar alrededor de unos 100 embriones somáticos. En una etapa adicional, los PEMs fueron transferidos a un medio de cultivo líquido de la misma composición pero sin kinetina y cultivados con luz durante 4 a 6 semanas. Entonces, los embrioides y las plantitas se pudieron plantar en un medio de sales inorgánicas y azúcar (0.5 a 1.0%) y cultivar en la luz, siendo transferidos después a recipientes y colocados en una cámara con humedad elevada.

Fig. 16-13 Cultivo de anteras. Procedimiento para obtener plantas haploides y de ellas plantas diploides de *Nicotiana tabacum*. De una planta en floración se separa un botón floral en el estado apropiado (arriba, izquierda). Se saca el estambre inmaduro y se planta asépticamente en el medio nutritivo adecuado. Los granos de polen que se encuentran en la etapa de microsporas uninucleadas, se desarrollan a formar embriones haploides, que crecen y forman plantitas. Las plantas haploides florecen en abundancia pero no forman semilla ya que contienen sólo el número n de cromosomas por célula. En un segundo paso, se esterilizan las superficies de secciones de tallos de las plantas haploides y luego se plantan asépticamente en un medio nutriente que favorezca la proliferación de callo (abajo, derecha). Este callo puede ser transferido al mismo medio o fin de eliminar el explante original y dejar que el proceso de endomitosis produzca células diploides. El callo luego se transfiere a un nuevo medio que favorezca la producción de brotes adventicios (abajo, izquierda), de los cuales pueden obtenerse por cultivo plantas enteras, la mayoría de las cuales son diploides y pueden producir semillas. Cortesía, J. P. Nitsch. (114)



Los resultados obtenidos con esta técnica han variado grandemente entre los diferentes géneros y cultivares, (136, 160) de manera que para aplicarla a cualquier especie vegetal dada es posible que se necesiten realizar investigaciones previas considerables. Se ha tenido éxito en la producción de plantitas enteras con *Datura*, *Nicotiana*, *Hyoseyamus*, *Solanum*, *Brassica*, *Pelargonium* y algunas especies de gramíneas. En otros casos sólo se han producido proembriones parcialmente desarrollados o callo (Gramineae, *Anemone*, *Peonia* y en la mayoría de las plantas leñosas probadas). En vides, se ha tenido éxito en una sola cultivar, (102, 125) lo cual ilustra la fuerte influencia del control genético.

Sin embargo, se pueden establecer ciertos principios para orientar el cultivo de anteras de otras plantas. Aparentemente el grado de desarrollo de la microspora en el ciclo de formación del grano de polen resulta ser crítico, ya que la secuencia normal de desarrollo sólo puede ser desviada de polen a embrión si el proceso no ha avanzado demasiado. En la planta, el proceso normal de desarrollo del polen puede ser descrito en 3 etapas:

- a. Meiosis, que resulta en la formación de una *tétrade* de células haploides.
- b. Separación de las 4 microsporas entre sí dentro de la antera, cada una de ellas con un solo núcleo (*uninucleada*).
- c. División del núcleo a una fase *binucleada*, seguida por cambios en el citoplasma y la pared celular para formar el grano de polen maduro.

Para desviar a la producción de embriones, el callo no debe haber avanzado más allá del estado uninucleado.

Sin embargo, se puede desarrollar callo de la microspora más avanzada, la cual si es haploide, se puede usar en la iniciación posterior de embrioides. Algunas de las condiciones que han sido útiles en la producción de embriogénesis en el cultivo de anteras son el uso de un medio de cultivo líquido, la separación de las paredes circundantes de la antera utilizando en el medio carbón activado, el preenfriamiento (por ejemplo de 4 a 8 °C durante 4 días) y el uso de aminoácidos como glutamina. (112)

CULTIVO DE OVARIOS (FRUTO) Y DE ÓVULOS (SEMILLA)

En la flor, el ovario es el fruto inmaduro y el óvulo fecundado es la semilla inmadura (véase Cap. 3). En algunas especies se han separado estos órganos en la floración o poco después y se han cultivado hasta su madurez en un medio de cultivo aséptico. En experimentos con tomate, pepino de las Antillas, (113) fresa, (7) cebolla, (67) eneldo, (68) algodón, (12) y otras especies se han producido embriones que posteriormente han germinado y crecido.

En otros experimentos se han separado embriones no fecundados, se han hecho crecer en medio de cultivo, luego se les ha proporcionado polen y se ha obtenido la fecundación subsiguiente *in vitro*. (127) Esta técnica tiene aplicaciones potenciales para producir híbridos que no sería posible obtener con medios convencionales, (167) incluyendo la recuperación del producto de cruzamiento de especies genéticamente distantes, (63, 64) así como la autofecundación de especies autoincompatibles. (36) Estos procedimientos se han usado con más éxito en plantas que tienen frutos múltiples. El polen puede colocarse directamente en la placenta dentro del óvulo, en donde se pueden desarrollar tubos polínicos y crecer de inmediato hasta el óvulo sin pasar por el estilo.

La técnica para cultivar ovarios y óvulos en medios de cultivo estériles no es difícil, pero para su éxito requiere una cuidadosa sincronización con relación a la floración.

Las flores se esterilizan usando los mismos procedimientos que para cualquier otro explante. Generalmente se usa un medio de cultivo de agar, pero en el algodón los óvulos se dejan flotar en un medio líquido. Se utilizan algunas modificaciones del medio estándar de cultivo. El nitrógeno nítrico (NO_3) es preferible al amónico (NH_4) el cual tiende a ser tóxico. Los aminoácidos, como los proporcionados por el hidrolizado de caseína, la glutatona, la glutamina y la aspartagina son útiles. Una solución de jugo de tomate (rojo o verde) al 25 % v/v ha estimulado el crecimiento del ovario al igual que el agua de coco. Para el desarrollo del fruto son esenciales tanto la giberelina (GA_3) a razón de 10 a 40 ppm.

El tratamiento del fruto en desarrollo con auxina ha ocasionado la producción de raíces. La presencia de esas raíces en el cultivo resultó en particular estimuladora del crecimiento del fruto. (113)

CULTIVO DE EMBRIONES

Los embriones se pueden separar en varias etapas de su desarrollo y ser puestos a germinar asépticamente en un medio estéril. Esta técnica se puede emplear para rescatar embriones que habrían abortado en su secuencia normal en la planta, (48) pero dichos embriones deben ser separados lo suficiente para rescatarlos para la germinación. (108, 115, 167) Pueden presentarse abortos en híbridos de cruzamiento interespecíficos (17) o de la maduración temprana del fruto antes de que él esté completamente formado como ocurre en muchas cultivares de *Prunus*. (73)

Las etapas de desarrollo del embrión se describen en el Cap. 3. Los intentos para cultivar y hacer germinar embriones que se encuentran en la Etapa I han fracasado en muchas, si no en la mayoría de las especies. Los embriones empiezan a adquirir capacidad para germinar y sobrevivir en cultivo aséptico temprano en la Etapa II, cuando han alcanzado de un tercio a la mitad de su tamaño.

El cultivo de embriones en estados inmaduros requiere condiciones que estimulen una embriogénesis continuada en vez de germinación precoz. Estas condiciones pueden incluir concentraciones elevadas de sucrosa (del 8 al 18 %), hidrolizado de caseína (5 a 30 %), agua de coco (1 a 15 %) y glutamina en el medio. La presión osmótica elevada estimula el desarrollo pero puede (22) o no (143) ser esencial. El nitrógeno en formas reducidas (amoniacales o aminas) es necesario. El papel de las hormonas reguladoras en el desarrollo de las semillas ha sido bien reconocido (véanse Caps. 3 y 6), pero su empleo en cultivos asépticos no está en claro. Es posible que resulte necesario probar combinaciones de GA , ABA y citokinina. (115) El ABA tal vez desempeñe un papel de importancia particular en la regularización del desarrollo de embriones *in vitro*. El enfriamiento a 2 °C de embriones parcialmente desarrollados durante 1 a 3 meses, ha estimulado la germinación normal en especies de *Prunus*. (50)

En una etapa más avanzada del desarrollo del embrión, aproximadamente cuando tiene de la mitad a su tamaño completo (o en la Etapa III), puede ser adecuado un medio simple que contenga sólo sucrosa y minerales. Es aconsejable disminuir las concentraciones de sucrosa al avanzar el desarrollo.

El cultivo de embriones también es útil para inducir la pronta germinación de semillas maduras en letargo y acortar con ello los ciclos de crianza. (80) Empleando embriones separados se pueden eliminar las restricciones debidas a las cubiertas circundantes de la semilla o del endospermo, como se ha hecho en *Iris*, (126, 146) *Maranta*, (48) durazno, (73, 80) rosa, (5) y olivo. Sin embargo, es posible que se necesite un manejo especial para proporcionar las secuencias ambientales más apropiadas necesarias para embriones con letargo interno del epicótilo, como en *Paeonia* (94) (Fig. 16-14).

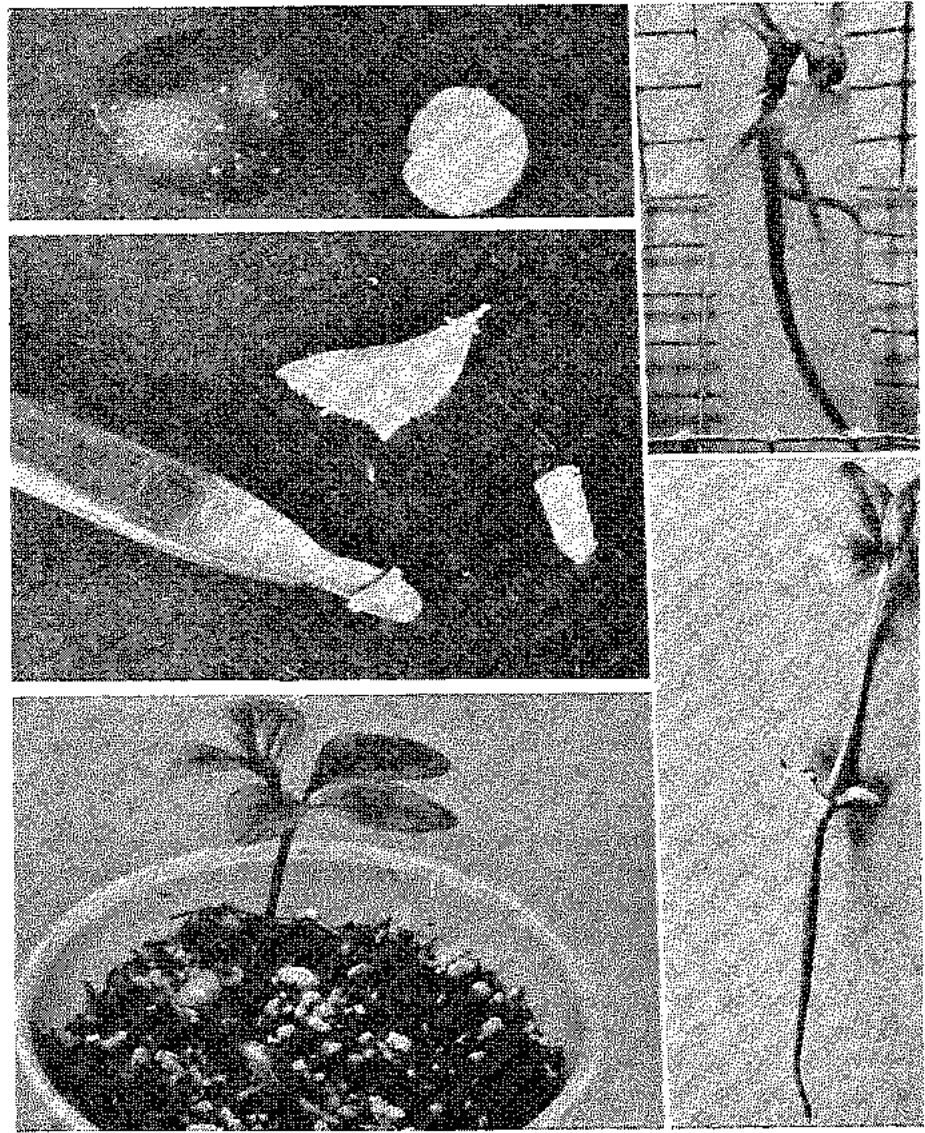


Fig. 16-14 Cultivo de embriones de la semilla de peonía (*Paeonia*) con letargo del epicótilo. Arriba, izquierda: semilla (izquierda). Se ha removido la cubierta de la semilla (a la derecha) para mostrar el endospermo mastivo. Centro, izquierda: el embrión rudimentario, muy pequeño está situado dentro de la base en el endospermo. Se muestra el corte de secciones del endospermo para extraer el embrión deseado. Arriba, derecha: primera etapa de la germinación del embrión después de haber permanecido 2 meses en un tubo de ensaye en un medio de agar de sales minerales (medio de cultivo MS; véase Cap. 17) y 4% de sucrosa. Con temperaturas cálidas sólo crece la raíz. Abajo, derecha: un tratamiento subsecuente de enfriamiento estimula al epicótilo a que crezca. Muestra la plántula después de haber sido cultivada durante 7 semanas a 27 °C, 5 semanas a 3 °C y 4 semanas a 27 °C en la luz. Abajo, izquierda: plántula trasplantada a un medio de crecimiento. Cortesía, M. M. Meyer, Jr. Reimpreso del Amer. Peony Soc. Bul 217, 1976. (94)

CULTIVO DE SEMILLAS

El uso del cultivo *in vitro* para hacer germinar semillas enteras puede ser práctico con semillas muy pequeñas. Un ejemplo de ello se encuentra en las orquídeas, en las cuales los sistemas de cultivo aséptico se han usado comercialmente desde hace años como un procedimiento de propagación estándar. Las semillas de las orquídeas son muy pequeñas, tienen apariencia de polvo y poseen embriones que no están desarrollados por completo. (4) En la naturaleza, para obtener la nutrición necesaria estas semillas dependen de relaciones simbióticas con ciertos microorganismos presentes en las cortezas de los árboles. En 1922, Knudson (76, 77) reportó que estos organismos podían ser reemplazados por un sistema de cultivo *in vitro* utilizando un medio simple de sales minerales y sucrosa, revolucionando así la producción de orquídeas. El procedimiento se describe en el Cap. 17.

Se han cultivado semillas de bromeliáceas en la forma descrita para las orquídeas, excepto que las semillas se colocan en un medio de cultivo líquido en un agitador, cambiando el medio cada 7 días, hasta que germinan. (99)

CULTIVO DE ESPORAS

Las esporas de los helechos son las estructuras reproductivas de la regeneración esporofítica, producidas en el envés de las hojas. Estas esporas son haploides y producen la generación gametofítica, la cual crece como una estructura separada llamada protalo. Las esporas son descargadas y "germinan" en un medio húmedo. Para mejorar el sistema natural de producción de esporas se pueden usar métodos de cultivo *in vitro*. Los procedimientos se describen en el Cap. 17.

FACTORES QUE AFECTAN EL ÉXITO EN LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS POR MICROPROPAGACIÓN

En los sistemas de micropropagación se reconocen 4 estados secuenciales: (I) establecimiento, (II) multiplicación, (III) pretrasplante y (IV) trasplante. (2, 104, 105, 106) En algunas especies resulta esencial apegarse estrictamente a esta secuencia, mientras que en otras la secuencia puede variarse para adaptarla a los requerimientos de las especies y a las necesidades del propagador.

El medio de cultivo tiene 2 funciones principales. La primera, es proporcionar los nutrientes básicos para el crecimiento continuado de los explantes asilados y los propágulos subsiguientes (véase Cap. 17).

La segunda función es dirigir el crecimiento y desarrollo mediante *control hormonal*. Las clases primarias de hormonas son *auxinas* y *citokinina*, pero en situaciones específicas se utilizan las *giberelinas* y el *ácido abscísico*. el control hormonal se realiza por:

- a. La clase de hormona o regulador del crecimiento.
- b. La concentración.
- c. La secuencia en que se proporcionen.

Las diferentes plantas pueden responder en un modo distinto a las diversas citokininas y auxinas, en parte debido a su control hormonal natural.

Una secuencia apropiada de hormonas es de importancia particular en cuanto a que una hormona puede tener un efecto inductor pero debe estar ausente o en cantidad reducida para que crezca el órgano. Por ejemplo, las concentraciones elevadas de citokininas estimularon la iniciación de yemas ramales en los cotiledones de abeto Douglas, pero tuvieron que ser removidas para el desarrollo subsecuente de los brotes. (28) En forma similar, la auxina estimula la iniciación de raíces en tallos, pero puede inhibir o reducir el crecimiento subsecuente de las raíces. La secuencia debe ser establecida empíricamente para las diversas especies de plantas.

Etapas 1: Establecimiento

La función de esta etapa es establecer un explante estéril en un medio de cultivo. Los factores que afectan el éxito de esta etapa incluyen la selección del explante, la eliminación de contaminantes del mismo y las condiciones de cultivo, comprendiendo ingredientes, luz, temperatura y selección del sostén del explante. Tal vez la selección del explante es el más crítico ya que debe ser fisiológicamente competente para sobrevivir el cultivo inicial y provocar la respuesta apropiada. Aunque en este capítulo se describen los tipos de explantes y las clases de regeneración que se pueden utilizar y es posible derivar información acerca del uso del explante apropiado del conocimiento de la especie de la planta y sus cultivares, tal vez el propagador tenga que obtener datos adicionales probando sistemáticamente diferentes explantes y procedimientos de manejo.

En general, los tejidos más jóvenes, como las puntas de brotes terminales o axilares se regeneran mejor que otros tejidos del tallo más viejos y maduros. Las yemas florales y las inflorescencias inmaduras a menudo se regeneran con bastante facilidad. En relación a las yemas y a los órganos de almacenamiento se deben tomar en consideración los patrones de letargo estacional.

Debido a que la capacidad de varios tejidos para responder en ciertas formas específicas parece ser debida a capacidades internas inherentes, obviamente la selección del explante es de gran importancia en la determinación del éxito de la operación.

El manejo apropiado de las plantas madres puede ser importante para obtener una regeneración exitosa y reducir la contaminación. Puede resultar útil cultivar las plantas madres en condiciones de luz y temperatura controlada a fin de producir desarrollo de material en el estado fisiológico adecuado. También puede ser de utilidad la inducción de brotes adventicios, como en estacas de raíz. En plantas leñosas, es probable que llegue a requerirse el rejuvenecimiento de los árboles madres para inducir desarrollo juvenil o seleccionar material juvenil (véase Cap. 8). Es indispensable que se tenga un método para desinfectar el tejido de hongos, bacterias y otros contaminantes sin dañar la capacidad de regeneración del explante.

En general, los ingredientes del medio de cultivo en la primera etapa están determinados por la clase de respuesta que se necesite. Por ejemplo, la formación de brotes axilares usualmente requiere de concentraciones relativamente bajas tanto de auxina como de citokinina. La iniciación de brotes adventicios necesita una concentración más elevada de citokinina, más una cantidad aproximadamente igual de auxina. Para la producción de callo, se combinan mayores concentraciones de auxina con dosis menores de citokinina.

Los explantes de algunas especies contienen sustancias endógenas que exudan de las superficies cortadas al medio de cultivo y que inhiben el desarrollo. Esos exudados se pueden lixiviar o lavar con cambios frecuentes de agua. Esta inhibición se puede contrarrestar empleando un medio de cultivo líquido o una recultivación frecuente. También se han usado antioxidantes como el ácido ascórbico o el ácido cítrico ya sea como una solución de lavado preliminar o en el

medio de cultivo mismo. Igualmente, puede colocarse en el medio un material absorbente como carbón activado.

En algunos casos, en particular con explantes de especies leñosas se efectúa una preselección inicial o se utiliza una sustancia "condicionadora" durante 1 a 2 semanas. (26, 27, 28) Los explantes se cultivan primero en un medio simple sin hormonas; el uso de este tratamiento permite (a) la detección de explantes obviamente contaminados; (b) efectuar la selección de los brotes de crecimiento más activo y más sanos para multiplicación posterior y (c) efectuar cierto "acondicionamiento" de las plantitas, aunque las bases fisiológicas de este acondicionamiento no están esclarecidas.

De ordinario la luz y la temperatura no son factores críticos en la etapa de establecimiento. Por lo general, se utiliza una intensidad luminosa de alrededor de 1000 lux, ya sea con luz continua o un fotoperiodo requerido para el crecimiento óptimo de la especie que se trata. Se usan por lo común temperaturas de 20 a 25 °C.

La etapa de establecimiento usualmente dura de 4 a 6 semanas. Durante este periodo el explante crece a formar una estructura pequeña, foliosa, tal vez de 1 cm de largo con varias ramas axilares.

Etapa II: Multiplicación

La función de la etapa de multiplicación es incrementar el número de propágulos para su enraizamiento posterior hasta el estado de plantitas. Los explantes expandidos de la Etapa I se cortan y los propágulos se vuelven a cultivar en un nuevo medio. La multiplicación de brotes vegetativos depende ya sea de la producción continuada de brotes axilares o de la iniciación de brotes adventicios en la masa de tejido de tipo callo que está en la base de los tallos.

La multiplicación se repite con intervalos regulares. En etapas consecutivas de multiplicación, las tasas de multiplicación pueden variar de 5 a 50, dependiendo de la especie y del método de reproducción. En condiciones ideales de cultivo, las tasas de incremento pueden ser muy elevadas. El éxito de la multiplicación estriba en que se produzcan plantitas uniformes sin enraizar, del tamaño apropiado, que se recuperen con prontitud después de su transferencia y que empiecen a crecer de inmediato. Para ello, deben establecerse la masa crítica mínima de tejido, el método para dividir la masa en proliferación, y la colocación del propágulo en el medio de la posición apropiada. Con frecuencia una masa proliferante de tallos tiene un brote alargado que tiende a inhibir al número mayor de brotes más cortos. Ese brote alargado se puede remover y colocar horizontalmente a un nuevo medio para multiplicación posterior o dividir en sus nudos separados. La masa basal de propágulos puede, entonces, dividirse y transferir a un nuevo medio.

La frecuencia de las transferencias es importante. Si se difiere la transferencia, a menudo se presenta deterioración y recuperación lenta. Es posible que sea necesario hacer transferencias con intervalos de 3 a 4 semanas y de manera ideal deben hacerse cuando los brotes empiecen a aumentar de longitud. (106) El registro y análisis de la cronología de la producción de brotes, junto con las observaciones sobre la sanidad de los cultivos resulta útil para determinar las condiciones óptimas. (2)

El tamaño de los recipientes de cultivo depende de la clase de plantitas que se produzcan y del espacio requerido para la proliferación. Se necesita escoger entre agar y un medio líquido, aunque de ordinario se usa una solución de agar diluida. El agar proporciona sostén y permite aeración, pero puede reducir el contacto del propágulo para la absorción de nutrientes. Entre

las modificaciones que se pueden introducir para resolver el último problema se encuentran las siguientes:

- El empleo de una solución de agar muy diluida (de 0.3 a 0.4%) en la cual las plantitas en crecimiento se hundan gradualmente.
- El empleo de una capa delgada de líquido en el recipiente, con o sin agitación.
- Dar vuelta a los cultivos líquidos en una rueda con una velocidad de aproximadamente 1 rpm.

La última se ha usado, por ejemplo, en las orquídeas, para bañar continuamente el tejido con la solución nutritiva.

Para obtener una producción máxima de plantitas uniformes resulta esencial seleccionar el nivel óptimo de hormonas en el medio. Para muchas especies de plantas, esta información puede obtenerse de los resultados de investigaciones o de experiencia comercial. Sin embargo, para algunas especies la optimización de las diversas condiciones del medio de cultivo y de otros factores puede requerir una experimentación sistemática. Como una guía general, si se desean obtener brotes axilares con un mínimo de callo, entonces se necesita una alta proporción de citokinina a auxina, como de 100:1. Si se necesitan brotes adventicios, se usan cantidades casi iguales en concentraciones bajas.

Para estudiar los requerimientos de medio de cultivo se han propuesto varios procedimientos. De Fossard ha descrito un "experimento de espectro amplio" para emplearlo en la iniciación de estudios con una especie dada. (35)

Anderson (2) describió un sistema factorial para establecer los requerimientos de medio de cultivo. Primero se adopta un solo medio básico para un crecimiento adecuado y se produce suficiente material para obtener 100 propágulos para definir los requerimientos de auxina y citokinina. En la primera prueba se mantiene una concentración constante de auxina (por ejemplo de 1 ppm), mientras que se varían las concentraciones de citokininas disponibles (kinetina, BAP y 2iP) (por ejemplo, 1, 5 y 10 ppm) (Fig. 16-15). Usando como control un tratamiento "sin citokinina", más 3 clases de citokininas y 3 concentraciones, se tienen 10 tratamientos, cada uno con 10 repetidores. Usando el tratamiento óptimo que se determine en esta prueba, se

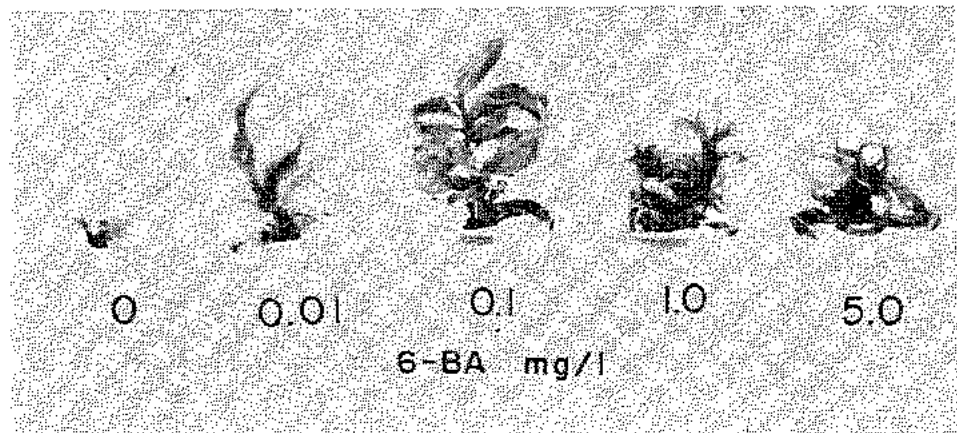


Fig. 16-15 La concentración de citokinina (6-bencil-adenina) cambia el tipo de desarrollo de tallo en la etapa de multiplicación. Con 0.1 mg/L, el brote terminal se alarga; con 1.0 mg/L, se desarrollan brotes laterales y el brote terminal es inhibido. Los propágulos son de un híbrido de almendro-durazno.

prepara un segundo experimento para determinar los requerimientos de auxina. Primero, todos los cultivos se deben hacer pasar por un cultivo de transferencia para igualar el crecimiento. En la prueba se comparan auxinas (IAA, NAA e IBA), en concentraciones de 1, 2.5 y 5 ppm, pero manteniendo constante el mejor tratamiento de citokinina. Un estudio posterior se efectúa con un experimento en el que se prueban las mejores fuentes de auxina y de citokinina en la gama de concentraciones y en todas las combinaciones.

Es necesario efectuar estudios para las diferentes cultivares. (81) De ordinario, la auxina y la citokinina serán las mismas, pero las concentraciones óptimas pueden ser diferentes.

Empleando los procedimientos arriba descritos, se deben estudiar otros factores de cultivo.

Etapa III: Pretrasplante

La función del pretrasplante es preparar a la plantita para su plantación y establecimiento fuera del medio artificial, cerrado, del recipiente de cultivo. En la etapa de multiplicación la planta está acondicionada en un medio rico en citokinina, para favorecer la proliferación de los brotes más bien que su alargamiento. La iniciación de la raíz se inhibe.

En consecuencia, un cambio principal en la etapa de pretrasplante es el cambio a condiciones que favorecen la iniciación de las raíces y el alargamiento del tallo. Por ejemplo, la concentración de citokinina se reduce por completo y se aumenta la provisión de auxina. En este medio de cultivo modificado el propágulo puede pasar de 2 a 4 semanas para permitir que se desarrollen las raíces, o el periodo de tratamiento con auxina puede reducirse a un lapso más corto, de unos cuantos días a una semana, después del cual el propágulo se transfiere a un medio libre de auxina para que las raíces crezcan, o bien los brotes pueden ser separados como pequeñas estacas, tratadas con auxina y colocadas en una cámara con humedad elevada para su enraizamiento.

Durante el cultivo, otras condiciones pueden favorecer la iniciación de raíces, en particular en las plantas que enraizan con dificultad. En diversas plantas, la reducción de la concentración de sales inorgánicas puede ser de importancia. (142) La adición de floroglucinol y de floridzina ha mejorado el enraizamiento y reducido el encallecimiento. (65, 70) El floroglucinol puede actuar sinérgicamente con la auxina. Es efectivo en algunas cultivares de manzano y de ciruelo y actúa como estimulador dentro de ciertas concentraciones de auxina, pero en otras se muestra como inhibidor. (161) Su empleo debe efectuarse haciendo pruebas en cada cultivar.

En algunas especies el crecimiento de los brotes se inhibe en la Etapa II debido a las elevadas concentraciones de citokinina. En muchos casos resulta útil un solo cambio a un medio sin citokinina o con bajas concentraciones de la misma, combinado con aplicación de ácido giberélico (1 ppm), como en *Prunus*. (47, 170)

Otra característica de la planta en etapa de multiplicación es que como fuente de su energía depende de la sucrosa del medio más bien que de su propia elaboración. Aunque las hojas pueden estar verdes, en realidad no son capaces de efectuar fotosíntesis. Esta condición es descrita como heterótrofa en contraste con la autótrofa, en la cual la fuente de energía proviene de la fotosíntesis y la planta es independiente de una fuente artificial. Así, uno de los cambios que deben efectuarse en el establecimiento del propágulo en la Etapa IV es el cambio de la existencia heterótrofa a la autótrofa (de vida independiente). Este proceso implica que la plantita inicie nuevas hojas después de que ha sido removida del ambiente del medio de cultivo. Por tanto, puede ser de importancia conservar el brote en estado de crecimiento activo. Si la plantita ha entrado en letargo, muestra alguna inhibición del crecimiento o ha perdido ho-

jas, su establecimiento puede resultar difícil. Este problema puede ser intensificado con períodos de cultivo excesivamente largos.

Otras características de las plantas que crecen en un medio de cultivo artificial altamente protegido es su sensibilidad a la escasez de humedad y su susceptibilidad al ataque de organismos patógenos. La susceptibilidad a la escasez de agua aparentemente es debida en parte a la falta de cutícula en las hojas. (153) Las hojas de esas plantas pueden presentar el aspecto de *no glaucas* (esto es lisas, brillantes), en comparación del aspecto *glaucos* (ceroso) de las hojas con cutícula. Además, las hojas pueden ser delgadas, sus estomas no funcionan efectivamente y pueden ser muy sensibles a la deshidratación. (16, 42)

En la etapa III se ha usado un aumento en la concentración del agar (de 1.0 a 1.2%) para mejorar la supervivencia de plantas herbáceas perennes después del trasplante. (168) Este efecto está asociado con una disminución de la tasa de crecimiento y un aumento en su resistencia.

Etapa IV: Trasplante

La etapa de trasplante abarca la transferencia de la plantita del medio aséptico de cultivo al ambiente de vida natural en el invernadero y luego en su sitio final. Al principio de esta etapa la plantita puede estar enraizada o no. En cualquiera de los casos, para que puedan sobrevivir, la plantita o el propágulo deben pasar por un período de aclimatación. Por tanto, se deben volver autótrofas, tienen que desarrollar raíces, brotes funcionales y aumentar su resistencia a la desecación y al ataque de organismos patógenos.

Durante el período inicial que sigue al trasplante, son esenciales varias condiciones ambientales. (14) Una de ellas es el mantenimiento elevado de humedad relativa (del 50 al 100%) durante 2 a 3 semanas para proteger la planta de la desecación y permitir que inicie nuevas raíces y brotes. El segundo requerimiento es un medio de enraice suelo, aerado, bien drenado, que permita que las raíces se desarrollen con rapidez. Otro es la protección contra diversos organismos patógenos hasta que haya adquirido algo de resistencia. Otro más el control del crecimiento durante el trasplante para superar o evitar el letargo y la falta de crecimiento resultante. Como un ejemplo del manejo del crecimiento se puede citar el cultivo de plantitas de ciruelo producidas en cultivo aséptico cuyo desarrollo fue estimulado enfriándolas durante 2 meses a 0 °C para superar un período de reposo después de colocarlas en macetas o un tratamiento con ácido giberélico (200 ppm) también después de pasarlas a macetas. (57)

CONTROL DE ORGANISMOS PATOGENOS DURANTE LA MICROPROPAGACION

Un aspecto principal de la micropropagación es el control de los organismos patógenos. Para obtener un cultivo completamente estéril se deben eliminar los organismos patógenos presentes en el explante.

También se deben eliminar los organismos patógenos internos endógenos en la fuente específica de material, pero es posible que estos no se detecten mientras el explante y los propágulos subsiguientes estén creciendo en los medios de cultivo.

Organismos patógenos externos

Los contaminadores externos incluyen hongos, mohos, bacterias, levaduras y otros microorganismos, que se encuentran presentes literalmente en todas partes: en el aire y en la superficie

de las plantas, mesas, manos y demás. Las esporas de esos organismos se mueven en las corrientes de aire, en particular sobre las partículas de polvo. Para controlar esos organismos, se deben desinfectar los explantes, las herramientas y las áreas de trabajo para remover tales contaminantes de sus superficies. Todo este trabajo debe hacerse en áreas especiales de transferencia en la cual se eliminan todos esos contaminantes y se hayan tomado precauciones para prevenir la recontaminación.

La reducción de los contaminantes superficiales comienza con el control de las plantas madres utilizadas como fuentes de explantes. De ordinario los contaminantes están presentes sólo en la superficie de las partes de plantas, aunque pueden estar alojados en grietas, entre las escamas de las yemas o en otras partes y a veces resulta bastante difícil eliminarlos. Las estructuras internas, como los puntos de crecimiento de las yemas, el interior de semillas y frutos, tienden a estar relativamente libres de organismos patógenos. Sin embargo, si la planta está creciendo en una atmósfera húmeda, los micelios pueden invadir el interior de la misma y convertirse en un problema persistente.

La reducción de los contaminantes superficiales de las plantas madres ayuda en los intentos posteriores de desinfección. (48) En general, las plantas madres cultivadas en macetas en el medio protegido de un invernadero son mejores fuentes de explantes que las cultivadas a la intemperie. Se debe evitar el riego por arriba, las aspersiones o cualquier actividad que aumente la humedad alrededor de la planta. De manera similar, las porciones de plantas que se vayan a utilizar se deben mantener fuera de contacto con el suelo y hay que evitar el empleo de raíces o de partes subterráneas de plantas como fuente de explantes. Las poblaciones de insectos y de ácaros deben controlarse con aspersiones. En un caso, para reducir los contaminantes presentes en *Dieffenbachia* fue necesario suspender el riego y mantener las plantas frescas y secas durante 3 semanas, aún, en el interior de un invernadero. (74) Si las plantas se están cultivando al exterior, puede resultar útil cubrir los brotes con bolsas de plástico o asperjarlos con fungicidas. (35)

La desinfección requiere el empleo de materiales químicos que son tóxicos para los microorganismos pero relativamente inocuos para el material vegetal. El cultivo de tejidos se volvió posible con el descubrimiento de desinfectantes efectivos y de empleo cómodo, tales como los hipocloritos de calcio y de sodio (en la actualidad ampliamente disponibles con diferentes marcas comerciales como blanqueadores de uso doméstico). Tanto la efectividad del tratamiento como el daño al tejido viviente aumentan como respuestas al tiempo-dosis, de manera que se debe buscar un equilibrio efectivo de esos factores.

Algunos alcoholes (etilico, metílico o isopropílico) en concentraciones del 70 al 75% se emplean ampliamente como desinfectantes, pero son muy tóxicos para el material vegetal, de manera que su empleo está restringido a enjuagues de corta duración y a la esterilización de superficies externas de donde se obtienen los explantes del interior del órgano.

Se ha probado agregar antibióticos como la estreptomycinina al medio de cultivo (88) para inhibir a los microorganismos, pero con diversos grados de éxito.

Organismos patógenos internos

Los organismos que están presentes en el interior del tejido del explante en la época en que se va a cultivar presentan un problema más serio. Una de las razones primordiales para el empleo de procedimientos de micropropagación es la posibilidad de producir materiales libres de organismos patógenos. Sin embargo, diversos investigadores de este campo han prevenido que no se debe dar por descontado que los materiales están exentos de organismos patógenos a me-

nos que se utilice un procedimiento específico de catalogación o de otro tipo de detección como parte del procedimiento.

VIRUS Y ORGANISMOS DE TIPO VIRUS

Los virus y los organismos de tipo virus pueden estar presentes en los tejidos de las plantas, sin que se muestren síntomas específicos (82, 105). Algunos virus como el del taro en *Dieffenbachia*, han inhibido fuertemente su crecimiento en medios de cultivo. (49) Por tanto, donde sea posible los explantes se deben obtener de plantas madres probadas para virus, como aquellas inscritas en un Programa de Registro o Certificación (véase Cap. 8). Para separar los explantes de los virus que haya en el resto de la planta, se toman las puntas meristemáticas de los brotes. Este procedimiento se puede combinar con tratamientos con calor y otros procedimientos de descontaminación.

CONTAMINANTES BACTERIANOS Y FUNGOSOS

Ciertos contaminantes bacterianos, como *Bacillus subtilis* (145), *Erwinia* (74, 75) o *Pseudomonas* (74) algunas veces están presentes en el interior de la plantita pero no crecen con facilidad en el medio de cultivo ya sea porque éste se ha vuelto más ácido (49) o porque la citokinina que hay en el medio reduce su crecimiento. (53) Estos contaminantes puede inhibir grandemente el potencial de crecimiento y enraice (49) o pueden permanecer suprimidos sin efecto hasta que el explante es transferido a un nuevo medio de cultivo. (53)

Un procedimiento útil es efectuar cultivos de catalogación de porciones de plantitas individuales y eliminar aquellas cuyos recipientes muestran resultados positivos para la presencia de organismos patógenos. Sin embargo, aplicando este procedimiento en la etapa inicial de explante, no siempre se logra identificar todos los contaminantes potenciales. (49)

VARIACION GENETICA, QUIMERICA Y EPIGENETICA EN LAS PLANTAS DURANTE LA MICROPROPAGACION

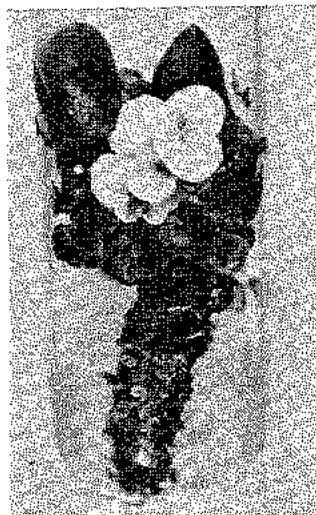
En el Cap. 8 se describieron 3 fuentes generales de variantes en clones propagados vegetativamente: *genética*, *quimérica* y *epigenética*. Dado que estas variantes se originan a nivel celular, su impacto puede ser de significación en la micropropagación y el cultivo de tejidos en los cuales las células constituyen el material inicial de nuevas plantas. Estas variantes pueden ser tanto benéficas como perjudiciales en la micropropagación. Por una parte, el éxito en la dirección del desarrollo en sistemas de cultivo se basa, en parte, en controlar el estado epigenético del explante, el propágulo y la plantita. Por otra parte, debido a cambios genéticos y epigenéticos, el producto final pueden ser plantas de aspecto o comportamiento diferentes a las comparables, producidas con métodos de propagación tradicionales. Es posible que en los nuevos sistemas de cultivo se presente cierta proporción de plantas aberrantes, fuera de tipo que deben eliminarse y se requieran sistemas de inspección y vigilancia como parte de la secuencia de propagación.

Tipos de variación

VARIACIÓN GENÉTICA

Los cambios genéticos, como se describieron en el Cap. 8, son cambios permanentes en el genoma o plastoma que dan origen a plantas mutantes. Los mutantes que controlan la clorofila y

Fig. 16-16 Plantita albina que apareció en una violeta africana (*Saintpaulia*) después de micropropagación. Es posible que se haya originado de una sola célula, por lo cual resultó un mutante de color sólido.



que conducen a la aparición de plantas albinas (Fig. 16-16) o a sectores albinos de las hojas son bastante comunes pero de ordinario se pueden identificar con facilidad (34, 84). Otros tipos de mutantes que afectan el hábito de crecimiento (Fig. 16-17), el vigor o la productividad es posible que no se puedan identificar con tanta facilidad, o no se logre hacerlo sino hasta que la planta ha crecido en su sitio definitivo. Usualmente, esas plantas fuera de tipo aparecen como individuos aislados y con una frecuencia relativamente baja.

Los cambios grandes que tienden a ocurrir en los genotipos de las células, como poliploidía o aneuploidía, de manera característica están asociados con sistemas celulares no organizados, como cultivos de tejidos o de suspensiones de células y su tasa de aparición puede aumentar con el tiempo y con el número de transferencias. (106) En algunos casos, las variantes pueden resultar de cambios celulares que ya habían ocurrido en la planta madre. En ciertas plantas intactas, se ha encontrado que se desarrollan células con mayor número de cromosomas durante la transición de células meristemáticas a células de parénquima duras. (33)

Aunque en las poblaciones de células que se forman en los cultivos asépticos la variabilidad genética o inducida puede ser un motivo de riesgo, dicha variabilidad es potencialmente valiosa en el mejoramiento de las plantas. En un estudio (137) se regeneraron plantas de geranio llamadas *calliclones*, de callo producido en diversas cultivares de geranio. La población de nuevas plantas mostró una gama de variabilidad más grande en comparación con plantas de las mismas cultivares propagadas con estacas convencionales de tallo, raíz o pecíolo.

Las variantes pueden haber resultado de la segregación de células procedentes de diversos sectores quiméricos en las cultivares maternas. En un estudio algo similar en patata (134) se ha obtenido una serie de variantes intraclonales a las que se ha llamado *protoclones*. Se cultivan separando entre sí protoplastos de hojas de la patata "Burbank", una cultivar que se ha propagado vegetativamente desde hace más de 100 años. Se produjo callo de los protoplastos y se regeneraron nuevas plantas. Algunas de las nuevas variantes intraclonales presentaron características económicas útiles, tales como tamaño o floración y se ha sugerido a los fitomejoradores el empleo de este método.

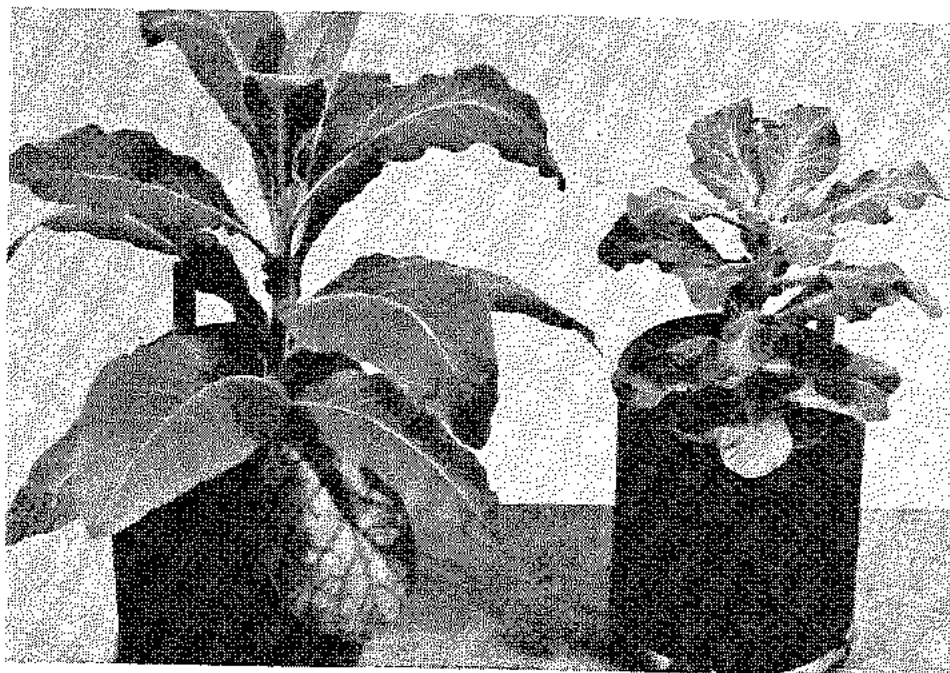


Fig. 16-17 Variación genética en 2 plantas de tabaco que se originaron de células individuales. Se desarrolló callo y ocurrió organogénesis, como se describió en la Fig. 16-11. Izquierda: planta normal. Derecha: planta variante. Cortesía, T. Murashige.

QUIMERAS

Las plantas quiméricas están formadas por tejidos de genotipos diferentes que crecen adyacentes entre sí. Se presentan en diversos patrones celulares y varían respecto a su estabilidad en propagación vegetativa.

La estabilidad de las cultivares quiméricas reproducidas por micropropagación depende de la naturaleza de la quimera y del tipo de sistema de cultivo que se emplee. Como la variante está presente en el explante original en forma de quimera, las mejores posibilidades de mantener la naturaleza quimérica de las cultivares se tienen mediante la regeneración por alargamiento de las puntas de tallos o por yemas axilares. (21) Si en el explante se inician directamente brotes adventicios, es probable que ocurra segregación entre los genotipos representados en la quimera, dependiendo del genotipo presente en las células de las que se originó el brote adventicio. (19) Los brotes adventicios se originan, principalmente, de una sola o de unas cuantas células situadas cerca de la superficie del órgano del que se toma el explante. Si entre la selección del explante y la regeneración de la plantita transcurre un periodo de encalecimiento, las posibilidades de que se deshaga la quimera son lo suficiente grandes como para excluir el empleo de métodos en los cuales el encalecimiento forma parte del proceso.

En tejidos somáticos ocurren, con frecuencia regular, mutaciones espontáneas para la propagación de cultivares quiméricas conocidas. Algunas veces 2 "nuevos" genotipos se originan por *entrecruzamiento somático* (40) para dar origen a sectores "gemelos" que difieren del tejido circundante. La aparición de plantas aberrantes en estos sistemas de cultivo puede, en rea-

lidad, no representar un incremento anormal sobre las expectativas. Más bien, el gran número de plantas involucradas en micropropagación y el estímulo de muchos brotes axilares puede constituir un sistema eficiente de detección.

A menudo los nuevos mutantes aparecen temprano como listas o sectores visibles en las hojas.

Con la formación de brotes adventicios, en la cual participan una célula individual o un número limitado de ellas, se puede esperar la recuperación de plantas enteras mutantes. De manera similar, la regeneración por organogénesis en callo o la embriogénesis a partir de callo es probable que dé origen a plantas completas mutantes. (20) Las variaciones que afectan el crecimiento o la productividad es posible que no se detecten sino en etapas mucho más tardías.

Con los sistemas de cultivo de callo se ha mostrado que las tasas de mutaciones espontáneas y de incremento del número de cromosomas aumentan con relación a las que se observan en células de tejidos organizados y que ese número aumenta con las veces que se transfiere el cultivo. (105) En consecuencia, para fines de propagación, por lo general, se evita el uso de fases intermediarias de callo. De ser necesario, el periodo de tiempo, en término de número de trasplantes debe mantenerse al mínimo.

VARIACIÓN EPIGENÉTICA

Las variantes epigenéticas son aquellas que se muestran más o menos constantes, persistiendo en una propagación vegetativa continuada (90, 91) pero no implican un cambio permanente en el genotipo. Esta distinción tan precisa entre variantes genéticas y epigenéticas es difícil de demostrar (93) y a menudo se supone que existe con base en pruebas indirectas. La prueba directa de una variante genética debe ser la transmisión del carácter a la generación de plantas obtenidas de semilla o la demostración de segregación con pruebas genéticas clásicas. Las variantes epigenéticas no se transmiten durante la formación del embrión mientras que los caracteres genéticos sí deben ser transmitidos.

Las diferencias epigenéticas pueden deberse a variación entre diferentes explantes tomados de plantas intactas. El control de los cambios de la fase juvenil a la madura se ha descrito como epigenético (véase el Cap. 8). Los explantes tomados de diferentes partes y órganos de la planta pueden representar diferentes estados epigenéticos. Por ejemplo, en los cultivos de callo iniciados de las fases juvenil y adulta de la hiedra inglesa (*Hedera*), se han presentado características de crecimiento que han persistido después de muchas transferencias. (149) Cuando se regeneraron nuevas plantas, el callo "adulto" pasó a embriogénesis, mientras que el callo "juven" entró en organogénesis. Sin embargo, todas las plantitas producidas fueron juveniles, indicando que se había efectuado la reversión y pérdida del estado epigenético. (8)

En plantas anuales procedentes de semilla como el tabaco, y otras (132, 159), la capa de explantes de células obtenidos consecutivamente de la base al ápice del tallo mostraron un gradiente en el cual los explantes basales regeneraron brotes vegetativos y los nudos apicales brotes florales, indicando así que las diferentes partes de la planta estaban programadas en una dirección morfológica específica.

Los cultivos de punta de tallo (85, 103) a menudo producen plantitas que tienden a mostrar desarrollo juvenil. En parte, esta tendencia puede estar asociada con la producción de brotes adventicios que es sabido que conduce a reversión (véase Cap. 8). En otros casos, como en un clon de vid de 1000 años de edad, se ha producido reversión a un estado juvenil mediante subcultivos consecutivos de puntas de tallo en cultivo aséptico. (103) Se ha reportado que

plantas leñosas producidas después de pasar varias veces por cultivo y luego de plantarse en el campo, han producido estacas que enraizan con facilidad. (14)

La embriogénesis depende de alcanzar el estado epigenético apropiado en *callo embriogénico* específico. Esta potencialidad depende de la parte de la planta usada como explante original así como de la secuencia de manejo de cultivo. Sin embargo, una vez que se ha producido un callo de ese tipo, se mantiene embriogénico y continúa produciendo embriones somáticos (78)

Las células que se cultivan ya sea en suspensiones o como callo es común que cambien sus características de crecimiento con los pasos consecutivos de cultivo. Por lo general, se registra una mejoría gradual en su capacidad para crecer. Esta tendencia representa la selección de las células más adaptadas para desarrollarse en cultivo. Si este fenómeno representa una selección de variantes genéticas o de cambios epigenéticos es difícil de definir.

Con el cultivo continuado, muy a menudo las células pierden su capacidad para entrar en organogénesis o en embriogénesis. Esta pérdida ha sido asociada con cambios en su nivel de ploidía indicando que se han registrado cambios genéticos. (33, 158) En otros casos, el cambio ha revertido, sugiriendo que es un cambio epigenético. (150)

En algunos casos se ha encontrado que los tejidos de cultivos pierden sus requerimientos de hormonas de crecimiento específicas, como citokinina y auxina. (90) Este proceso se ha llamado *habitación*.

De manera similar, se ha mostrado que los cambios en tumores de células vegetales han resultado de efectos epigenéticos más bien que de efectos genéticos. (151)

Vigilancia de la Variación en la Micropropagación

En el manejo del material micropropagado, para reducir al mínimo la variación no deseada y la producción de plantas aberrantes o de aquellas que no se comportan conforme a las necesidades del propagador, hay que seguir ciertas prácticas como las que se sugieren a continuación. Un programa de esta naturaleza debe ser parte del proceso de adaptar los métodos de micropropagación a especies o cultivares dadas y debe proseguirse con la evaluación del material propagado. El control de la variación puede llevarse en cuatro pasos: (a) selección de la cultivar; (b) selección del explante específico y su fuente; (c) selección del procedimiento de propagación, y; (d) observación de las plantas propagadas.

En el caso de las plantas micropropagadas se debe:

1. Conocer la naturaleza de la cultivar con relación a su quimerismo, caracteres genéticos y similares. Este procedimiento puede determinar el sistema de propagación que se escoja.
2. Asegurarse de que la planta utilizada como fuente de material es de la cultivar correcta y que ella misma no es una variante. De ser posible, úsese una planta madre que con anterioridad haya sido catalogada respecto a virus u otros organismos patógenos internos. De no ser así debe efectuarse la catalogación. El empleo de un explante meristemático muy pequeño ayuda a eliminar virus pero no garantiza un estado libre de organismos patógenos sin confirmarlo mediante las pruebas apropiadas.
3. Usar un procedimiento de propagación adecuado. En general, los explantes con puntas de crecimiento, terminales o axilares, se prefieren a la formación de brotes adventicios. Excepto en situaciones especiales, se debe evitar una etapa intermedia de enraizamiento. Si el enraizamiento forma parte del método, límitese a 3 el número de transferencias y luego empiece con nuevos

- explantes. En cada caso, desde luego, el método a emplear debe ser investigado de acuerdo con el paso 5.
4. Al final de la etapa de multiplicación, compruébese por inspección la existencia de plantas aberrantes o fuera de tipo y elimínense. Esta inspección debe hacerse, desde luego, en todo tiempo. En esta época, se pueden clasificar por uniformidad las plantitas que deben pasar a la etapa de pretrasplante.
 5. Efectuar *pruebas de descendencia* del material propagado en las zonas finales de su cultivo para determinar que las plantas producidas son apropiadas para el propósito a que se destinan.
 6. Desarrollar un sistema para mantener la *identidad de la fuente* de las plantas que se manejan en el proceso de propagación. Este sistema hace que sea posible identificar el origen de algún problema.

BIBLIOGRAFIA

1. Abbott, A. J., and E. Whiteley. 1976. Culture of *Malus* tissues in vitro. I. Multiplication of apple plants from isolated shoot apices. *Scient. Hort.* 4:183-89.
2. Anderson, W. C. 1980. Mass propagation by tissue cultures: Principles and techniques. In *Proc. conf. on nursery production of fruit plants: Applications and feasibility*, R. H. Zimmerman, ed. USDA ARR-NE-11, pp. 1-14.
3. Anderson, W. C., and J. B. Carstens. 1977. Tissue culture propagation of broccoli, *Brassica oleracea* (Italian group) for use in F₁ hybrid seed production. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 102(1):69-73.
4. Arditti, J. 1967. Factors affecting the germination of orchid seeds. *Bot. Rev.* 33(1):1-97.
5. Asen, S., and R. E. Larson. 1951. Artificial culturing of rose embryos. Pennsylvania State College School of Agriculture, Agr. Exp. Sta. *Progress Report* 40:1-4.
6. Bajaj, Y. P. S. 1979. Establishment of germ plasma banks through freeze storage of plant tissue culture and their application to agriculture. In *Plant cell tissue culture: Principles and application*, W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ., pp. 745-74.
7. Bajaj, Y. P. S., and W. B. Collins. 1968. Some factors affecting the in vitro development of strawberry fruits. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 93:326-33.
8. Banks, M. S. 1979. Plant regeneration from callus from two growth phases of English ivy, *Hedera helix* L. *Zeits. fur Pflanzenphys.* 92:349-53.
9. Barlass, M., and K. G. M. Skene. 1980. Studies on the fragmented shoot apex of grapevine. I. The regenerative capacity of leaf primordial fragments in vitro. *Jour. Exp. Bot.* 31(121):483-88.
10. ———. 1980. Studies on the fragmented shoot apex of grapevine. II. Factors affecting growth and differentiation in vitro. *Jour. Exp. Bot.* 31(121):489-95.
11. Barz, W., E. Reinhard, and M. H. Zenk, eds. 1977. *Plant tissue culture and its biotechnological applications*. Berlin: Springer-Verlag.
12. Beasley, C. A. 1977. Ovule culture: Fundamental and pragmatic research for the cotton industry. In *Plant cell, tissue and organ culture*, J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 160-78.
13. Bilkey, P. C., B. H. McCown, and A. C. Hildebrandt. 1978. Micropropagation of African violet from petiole cross-sections. *HortScience* 13(1):37-38.
14. Boulay, M., H. Chaperon, and A. David. 1979. *Micropropagation d'arbres forestiers: Etudes et recherches*. Nangis, France: Association foret-cellulose domain de'etaneon.

15. Bourgin, J. P., and J. P. Nitsch. 1967. Obtention de *Nicotiana* haploides a partir d'elamines cultivées *in vitro*. *Ann. Phys. Veg.* 9:377-82.
16. Brainerd, K. E., L. H. Fuchigami, S. Kwiatkowski, and C. S. Clark. 1981. Leaf anatomy and water stress of aseptically cultured 'Pixy' plum grown under different environments. *HortScience* 16(2):173-75.
17. Brettell, R. I. S., and D. S. Ingram. 1979. Tissue culture in the production of novel disease-resistant crop plants. *Bio. Rev.* 54:329-45.
18. Burk, L. G., G. R. Gwynn, and J. R. Chaplin. 1972. Diploidized haploids from aseptically cultured anthers of *Nicotiana tabacum*. *Jour. Hered.* 63(6):355-60.
19. Bush, S. R., E. D. Earle, and R. W. Langhans. 1976. Plantlets from petal segments, petal epidermis, and shoot tips of the periclinal chimera, *Chrysanthemum morifolium* 'Indianapolis'. *Amer. Jour. Bot.* 63(6):729-37.
20. Button, J., and J. Kochba. 1977. Tissue culture in the citrus industry. In *Plant cell, tissue and organ culture*, J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 70-92.
21. Boxus, P. H., M. Quoirin, and J. M. Laine. 1977. Large scale propagation of strawberry plants from tissue culture. In *Plant cell, tissue and organ culture*, J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 131-43.
22. Cameron-Mills, V., and C. M. Duffus. 1977. The *in vitro* culture of immature barley embryos on different culture media. *Ann. Bot.* 41:1117-27.
23. Campbell, R. A., and D. S. Durzan. 1975. Induction of multiple buds and needles in tissue cultures of *Picea glauca*. *Can. Jour. Bot.* 53:1652-57.
24. Carlson, P. S., H. H. Smith, and R. D. Dearing. 1972. Parasexual interspecific plant hybridization. *Proc. Nat. Acad. Sci. USA* 69(8):2292-94.
25. Cheah, Kheng-Tuan, and Tsai-Ying Cheng. 1978. Histological analysis of adventitious bud formation in cultured Douglas fir cotyledon. *Amer. Jour. Bot.* 65(8):845-49.
26. Cheng, Tsai-Ying. 1978. Clonal propagation of woody plant species through tissue culture techniques. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:139-55.
27. ———. 1978. Propagating woody plants through tissue culture. *Amer. Nurs.* 147(10):7-8, 94-102.
28. Cheng, Tsai-Ying, and Thanh H. Voqui. 1977. Regeneration of Douglas fir plantlets through tissue culture. *Science* 198:306-7.
29. Christie, C. B. 1978. Rapid propagation of aspens and silver poplars using tissue culture techniques. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:255-60.
30. Cocking, E. C. 1960. A method for the isolation of plant protoplasts and vacuoles. *Nature* 187:927-29.
31. Coleman, W. K., and T. A. Thorpe. 1977. *In vitro* culture of western red-cedar (*Thuja plicata* Donn). I. Plantlet formation. *Bot. Gaz.* 138(3):298-304.
32. Collins, G. B. 1978. Pollen and anther culture: Progress and application. In *Propagation of higher plants through tissue culture*, K. W. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. U.S. Dept. of Energy Tech. Information Center, pp. 179-88.
33. D'Amato, F. 1977. Cytogenetics of differentiation in tissue and cell cultures. In *Plant cell, tissue and organ cultures*, J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 343-57.
34. Damiano, C. 1980. Strawberry micropropagation. In *Proc. of the conf. on nursery production of fruit plants through tissue culture: Applications and feasibility*, R. H. Zimmerman, ed. Beltsville, Md.: USDA ARR-NE-11, pp. 11-22.

35. de Fossard, R. A. 1976. *Tissue culture for plant propagators*. Armidale, N.S.W., Aust.: Univ. of New England Printery.
36. de Nettencourt, D., and M. Deuvreux. 1977. Incompatibility and *in vitro* cultures. In *Plant cell, tissue and organ cultures*, J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 426-35.
37. Dougall, D. K. 1979. Factors affecting yields of secondary products in plant tissue cultures. In *Plant cell and tissue cultures: Principles and applications*, W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 727-44.
38. Dunstan, D. I. 1981. Transplantation and post-transplantation of micropropagated tree-fruit rootstocks. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31:39-45.
39. Eriksson, T., and K. Jonasson. 1969. Nuclear division in isolated protoplasts from cells of higher plants grown *in vitro*. *Planta* 89:85-89.
40. Evans, D. A., and E. F. Haddock. 1978. Mitotic crossing-over in higher plants. In *Plant cell and tissue culture: Principles and applications*, R. W. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 315-52.
41. Evans, D. A., W. R. Sharp, and C. E. Flick. 1981. Plant regeneration from cell cultures. *Hort. Rev.* 3:214-314.
42. Fuchigami, L. H., T. Y. Cheng, and A. Soeldner. 1981. Abaxial transpiration and water loss in aseptically cultured plum. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 106(4):519-22.
43. Gamborg, O. L., K. Ohyama, L. E. Pletcher, L. C. Fowke, K. Kartha, F. Constabel, and K. Kao. 1979. Genetic modification of plants. In *Plant cell and tissue culture: Principles and applications*, W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 371-98.
44. Guha, S., and S. C. Maheshwari. 1964. *In vitro* production of embryos from anthers of *Datura*. *Nature* 204:497.
45. Haberlandt, G. 1902. Kulturversuche mit isolierten Pflanzenzellen. *Sitzungsber. Akad. der Wiss. Wien, Math.-Naturwiss. Kl.* 111:69-92.
46. Halperin, W., and D. F. Wetherell. 1954. Adventive embryony in tissue cultures of the wild carrot, *Daucus carota*. *Amer. Jour. Bot.* 51:274-83.
47. Hammerschlag, F. 1980. Peach micropropagation. In *Proc. of conf. on nursery production of fruit plants through tissue culture*. USDA. Arr-NE-11, pp. 48-52.
48. Henny, R. J. 1980. *In vitro* germination of *Maranta leuconeura* embryos. *HortScience* 15(2):198-200.
49. Henny, R. J., J. F. Knauss, and A. Donnan, Jr. 1981. Foliage plant tissue culture. In *Foliage plant production*, J. Joiner, ed. Englewood Cliffs, N.J.: Prentice-Hall.
50. Hesse, C., and D. E. Kester. 1955. Germination of embryos of *Prunus* related to degree of embryo development and method of handling. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 65:251-64.
51. Heuser, C. W., and J. Horker. 1976. Tissue culture propagation of daylilies. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:269-72.
52. Hicks, G. S. 1980. Patterns of organ development in plant tissue culture and the problem of organ determination. *Bot. Rev.* 46:1-23.
53. Holdgate, D. P., and J. S. Aynsley. 1977. The development and establishment of a commercial tissue culture laboratory. *Acta Hort.* 78:31-36.
54. Holley, W. D., and R. Baker. 1963. *Carnation production*. Dubuque, Iowa: William C. Brown.
55. Hollings, M. 1965. Disease control through virus-free stock. *Ann. Rev. Phytopath.* 3:367-96.

56. Horsch, R. B., J. King, and G. E. Jones. 1980. Measurement of cultured plant cell growth on filter paper discs. *Can. Jour. Bot.* 58:2402-6.
57. Howard, B. H., and V. H. Oehl. 1981. Improved establishment of *in vitro* propagated plum micropropagules following treatment with GA₃ or prior chilling. *Jour. Hort. Sci.* 56(1):1-7.
58. Huang, Shu-Ching, and D. F. Millikan. 1979. Disease-free plants through micropropagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:393-98.
59. ———. 1980. *In vitro* micrografting of apple shoot-tips. *HortScience* 15:741-43.
60. Hussey, G. 1976. *In vitro* release of axillary shoots from apical dominance in monocotyledonous plantlets. *Ann. Bot.* 40:1323-25.
61. ———. 1977. *In vitro* propagation of some members of the Liliaceae, Iridaceae and Amaryllidaceae. *Acta Hort.* 78:303-9.
62. Hussey, G., and A. Falavigna. 1980. Origin and production of *in vitro* adventitious shoots in the onion, *Allium cepa* L. *Jour. Exp. Bot.* 31(125):1675-86.
63. Inomata, N. 1978. Production of interspecific hybrids in *Brassica campestris* × *B. oleracea* by culture *in vitro* of excised ovaries. I. Development of excised ovaries in the crosses of various cultivars. *Japan. Jour. Genetics* 53(3):161-73.
64. ———. 1978. Production of interspecific hybrids between *Brassica campestris* × *Brassica oleracea* by culture *in vitro* of excised ovaries. II. Effects of coconut milk and casein hydrolysate on the development of excised ovaries. *Japan. Jour. Genetics* 53:1-11.
65. James, D. J., and Isobel J. Thurbon. 1979. Rapid *in vitro* rooting of the apple rootstock M.9. *Jour. Hort. Sci.* 54(4):309-11.
66. Jarret, R. L., P. M. Hasegawa, and H. T. Erickson. 1980. Factors affecting shoot initiation from tuber discs of potato (*Solanum tuberosum*). *Phys. Plant.* 49:177-84.
67. Johri, B. M., and S. Guha. 1963. *In vitro* development of onion plants from flowers. In *Plant tissue and organ culture*, P. Maheshwari and N. S. Rangaswamy, eds. Delhi: Inter. Soc. of Plant Morph., Univ. of Delhi, pp. 215-23.
68. Johri, B. M., and C. B. Sehgal. 1963. Growth of ovaries of *Anethum graveolens* L. In *Plant tissue and organ culture*, P. Maheshwari and N. S. Rangaswamy, eds. Delhi: Int. Soc. of Plant Morph., Univ. of Delhi.
69. Jones, J. B. 1979. Commercial use of tissue culture for the production of disease-free plants. In *Plant cell and tissue culture: Principles and applications*, W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 441-52.
70. Jones, O. P. 1976. Effect of phloridzin and phloroglucinol on apple shoots. *Nature* 262(5567):392-93.
71. ———. 1979. Propagation *in vitro* of apple trees and other woody fruit plants: Methods and applications. *Sci. Hort.* 30:44-48.
72. Kartha, K. K., N. L. Leung, and K. Pahl. 1980. Cryopreservation of strawberry meristem and mass propagation of plantlets. *Amer. Soc. Hort. Sci.* 105:481-84.
73. Kester, D. E., and C. O. Hesse. 1955. Embryo culture of peach varieties in relation to season of ripening. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 65:265-73.
74. Knauss, J. F. 1976. A tissue culture method of producing *Dieffenbachia picta* cv. Perfection free of fungi and bacteria. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 89:293-96.
75. Knauss, J. F., and J. W. Miller. 1978. A contaminant, *Erwinia carotovera*, affecting commercial plant tissue culture. *In Vitro* 14:754-56.
76. Knudson, L. 1922. Non-symbiotic germination of orchid seeds. *Bot. Gaz.* 73:1-25.

77. ———. 1951. Nutrient solutions for orchids. *Bot. Gaz.* 112:528-32.
78. Krul, W. R., and J. Myerson. 1980. *In vitro* propagation of grape. In *Proc. conf. on nursery production of fruit plants through tissue culture: Applications and feasibility*, R. H. Zimmerman, ed. USDA ARR-NE-11, pp. 35-43.
79. Krul, W. R., and J. F. Worley. 1977. Formation of adventitious embryos in callus cultures of 'Seyval', a French hybrid grape. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 102:360-63.
80. Lammerts, W. E. 1942. Embryo culture, an effective technique for shortening the breeding cycle of deciduous trees and increasing germination of hybrid seed. *Amer. Jour. Bot.* 29:166-171.
81. Lane, W. D. 1982. Plant manipulation *in vitro* with hormones. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31:101-8.
82. Langhans, R. W., R. K. Horst, and E. D. Earle. 1977. Disease-free plants via tissue culture propagation. *HortScience* 12:149-50.
83. Lee, C. W., R. M. Skirvin, A. I. Soltero, and J. Janick. 1977. Tissue culture of *Salpiglossis sinuata* L. from leaf discs. *HortScience* 12(6):547-49.
84. Lo, P. F., C. H. Chen, and J. G. Ross. 1980. Vegetative propagation of temperate forage grasses through callus culture. *Crop. Sci.* 20:363-67.
85. Lyrene, P. M. 1981. Juvenility and production of fast-rooting cuttings from blueberry shoot cultures. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 106:396-98.
86. Maeda, E., and T. A. Thorpe. 1979. Shoot histogenesis in tobacco callus cultures. *In vitro* 15(6):415-24.
87. Maheshwari, P., and N. S. Rangaswamy. 1963. Plant tissue and organ culture from the viewpoint of an embryologist. In *Plant tissue and organ culture*, P. Maheshwari and N. S. Rangaswamy, eds. Delhi: Inter. Soc. of Plant Morph., Univ. of Delhi, pp. 390-420.
88. McGarrity, G. L. 1975. Control of microbiological contamination. *Tissue Culture Assn. Man.* 1:181-85.
89. McGrew, J. R. 1980. Meristem culture for production of virus-free strawberries. In *Proc. conf. on nursery production of fruit plants through tissue culture: Applications and feasibility*, R. H. Zimmerman, ed. USDA. ARR-NE-11, pp. 80-85.
90. Meins, F., Jr., and A. N. Binns. 1978. Epigenetic clonal variation in the requirements of plant cells for cytokinins. In *The clonal basis of development*, S. Subtelny and I. M. Sussex, eds. New York: Academic Press, pp. 185-201.
91. ———. 1979. Cell determination in plant development. *BioScience* 29:221-25.
92. Mellor, F. C., and R. Stace-Smith. 1977. Virus-free potatoes by tissue culture. In *Plant cell, tissue and organ culture*, J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 616-35.
93. Meredith, C., and P. S. Carlson. 1978. Genetic variation in cultured plant cells. In *Propagation of higher plants through tissue culture*, K. W. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. U.S. Dept. of Energy, Tech. Information Center, pp. 166-76.
94. Meyer, M. M., Jr. 1976. Culture of Paeonia embryos by *in vitro* techniques. *Amer. Peony Soc. Bul.* 217:32-35.
95. ———. 1980. *In vitro* propagation of *Hosta sieboldiana*. *HortScience* 15:737-38.
96. Meyer, M. M., and G. M. Milbrath. 1977. *In vitro* propagation of horseradish with leaf pieces. *HortScience* 12(6):544-45.
97. Meyer, M. M., Jr., L. H. Fuchigami, and A. N. Roberts. 1975. Propagation of tall bearded irises by tissue culture. *HortScience* 10:479-80.

98. Meyer, M. M., Jr. 1976. Propagation of daylilies by tissue culture. *HortScience* 11(5): 485-87.
99. Miyata, N. S. 1978. Embryo culture of bromeliad seed. *The Plant Propagator* 24(1):5.
100. Morel, G. M. 1960. Producing virus-free cymbidiums. *Amer. Orch. Soc. Bul.* 29:495-97.
101. ———. 1964. Tissue culture: A new means of clonal propagation of orchids. *Amer. Orch. Soc. Bul.* 33:473-78.
102. Mullins, M. G., and C. Srinivasan. 1976. Somatic embryos and plantlets from an ancient clone of the grapevine (cv. Cabernet-Sauvignon) by apomixis *in vitro*. *Jour. Exp. Bot.* 27(100):1022-30.
103. Mullins, M. G., G. Y. Nair, and P. Sampet. 1979. Rejuvenation *in vitro*: Induction of juvenile characters in an adult clone of *Vitis vinifera* L. *Ann. Bot.* 44:623-27.
104. Murashige, T. 1974. Plant propagation through tissue cultures. *Ann. Rev. Plant Phys.* 25:135-66.
105. ———. 1977. Plant cell and organ cultures as horticultural practices. *Acta Hort.* 78:17-30.
106. ———. 1978. Principles of rapid propagation. In *Propagation of higher plants through tissue culture*, K. M. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. U.S. Dept. of Energy, Tech. Information Center, pp. 14-24.
107. Murashige, T., and F. Skoog. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. *Phys. Plant.* 15:473-97.
108. Narayanaswami, S., and K. Norstog. 1964. Plant embryo culture. *Bot. Rev.* 30(4): 587-625.
109. Navarro, L., and J. Juarez. 1977. Tissue culture techniques used in Spain to recover virus-free citrus plants. *Acta Hort.* 78:425-35.
110. Navarro, L., C. N. Roistacher, and T. Murashige. 1975. Improvement of shoot-tip grafting *in vitro* for virus-free citrus. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 100:471-79.
111. Negueroles, J., and O. P. Jones. 1979. Production *in vitro* of rootstock/scion combinations of *Prunus* cultivars. *Jour. Hort. Sci.* 54(4):279-81.
112. Nitsch, C. 1981. Production of isogenic lines: Basic technical aspects of androgenesis. In *Plant tissue culture: Methods and applications in agriculture*, T. Thorp, ed. New York: Academic Press, pp. 241-52.
113. Nitsch, J. P. 1963. *In vitro* culture of flowers and fruit. In *Plant tissue and cell culture*, P. Maheshwari and N. S. Rangaswamy, eds. Delhi: Inter. Soc. of Plant Morph., Univ. of Delhi, pp. 198-214.
114. Nitsch, J. P., and C. Nitsch. 1969. Haploid plants from pollen grains. *Science* 163:85-87.
115. Norstog, K. 1977. Embryo culture as a tool in the study of comparative and developmental morphology. In *Plant cell, tissue and organ culture*, J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 190-202.
116. Oglesby, R. P. 1978. Tissue culture of ornamentals and flowers: Problems and perspectives. In *Propagation of higher plants through tissue culture*, K. M. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. U.S. Dept. of Energy, Tech. Information Center, pp. 59-61.
117. Oglesby, R. P., and R. E. Strobe. 1979. Commercial tissue culturing at Oglesby Nursery. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:341-44.
118. Papachatzi, M., P. A. Hammer, and P. M. Hasegawa. 1980. *In vitro* propagation of *Hosta plantaginea*. *HortScience* 15(4):506-7.

119. Pence, V. C., P. M. Hasegawa, and J. Janick. 1979. Asexual embryogenesis in *Theobroma cacao* L. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 104(2):145-48.
120. Pierik, R. L. M. 1979. *In vitro culture of higher plants*. Amsterdam: Posen en Looyen.
121. Pierik, R. L. M., and H. H. M. Steegmans. 1976. Vegetative propagation of Freesia through the isolation of shoots *in vitro*. *Neth. Jour. Agr. Sci.* 24:274-77.
122. Pierik, R. L. M., J. L. M. Jansen, A. Maasdam, and C. M. Binnendijk. 1975. Optimalization of *Gerbera* plantlet production from excised capitulum explants. *Sci. Hort.* 3:351-57.
123. Quak, F. 1977. Meristem culture and virus-free plants. In *Plant cell, tissue and organ culture*, J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 598-615.
124. Quoirin, M., P. Boxus, and T. Gaspar. 1974. Root initiation and isoperoxidases of stem tip cuttings from mature *Prunus* plants. *Phys. Veg.* 12(2):165-74.
125. Rajasekaran, K., and M. G. Mullins. 1979. Embryos and plantlets from cultured anthers of hybrid grapevines. *Jour. Exp. Bot.* 30(116):399-407.
126. Randolph, L. F., and L. G. Cox. 1943. Factors influencing the germination of *Iris* seed and the relation of inhibiting substances to embryo dormancy. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 43:284-300.
127. Rangaswamy, N. S. 1977. Application of *in vitro* pollination and *in vitro* fertilization. In *Plant cell, tissue and organ culture*, J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 412-25.
128. Reinert, J. 1959. Über die kontrolle de morphogenese und die induktion von adventiveembryonen an gewebekulturen aus karotten. *Planta* 53:318-33.
129. Roest, S., and G. S. Bokelmann. 1973. Vegetative propagation of *Chrysanthemum cinerariaefolium in vitro*. *Sci. Hort.* 1:120-22.
130. Salomon, E. 1976. Formation of adventitious buds in decapitated citrus seedlings and the effect of some growth regulators. *Jour. Exp. Bot.* 27:69-75.
131. Sandahl, M. R., and W. R. Sharp. 1979. Research in coffee sp. and applications of tissue culture methods. In *Plant cell and tissue culture: Principles and applications*, W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 527-84.
132. Scorza, R., and J. Janick. 1980. *In vitro* flowering of *Passiflora suberosa* L. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 105:892-97.
133. Sharp, W. R., M. R. Sandahl, L. S. Caldas, and S. B. Maraffa. 1980. The physiology of *in vitro* asexual embryogenesis. *Hort. Rev.* 2:268-309.
134. Shepard, J. F., D. Bidney, and E. Shakin. 1980. Potato protoplasts in crop improvement. *Science* 208:17-24.
135. Sinha, S., R. P. Roy, and K. K. Jha. 1979. Callus formation and shoot bud differentiation in anther culture of *Solanum surattense*. *Can. Jour. Bot.* 57:2524-27.
136. Sink, K. C., Jr., and V. Padmanabhan. 1977. Anther and pollen culture to produce haploids: Progress and application for the plant breeder. *HortScience* 12:19-23.
137. Skirvin, R. M., and J. Janick. 1976. Tissue culture-induced variation in scented *Pelargonium* spp. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 101(3):281-90.
138. Skoog, F., and C. O. Miller. 1957. Chemical regulation of growth and organ formation in plant tissues cultured *in vitro*. *Symp. Soc. for Exp. Biol.* 11:118-31.
139. Slack, S. A. 1980. Pathogen-free plants: Meristem-tip culture. *Plant Disease* 64(1): 15-17.
140. Smith, S. H., and W. A. Oglevec-O'Donovan. 1979. Meristem-tip culture from virus-infected plant material and commercial implications. In *Plant cell and tissue culture: Prin-*

- ciples and applications*, W. R. Sharp et al., eds. Columbus; Ohio State Univ. Press, pp. 453-60.
141. Smith, W. A. 1981. The aftermath of the test tube. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31:47-49.
 142. Srisikandarajal, C., and M. G. Mullins. 1981. Micropropagation of Granny Smith apple: Factors affecting root formation *in vitro*. *Jour. Hort. Sci.* 56:71-76.
 143. Stafford, A., and D. R. Davies. 1979. The culture of immature pea embryos. *Ann. Bot.* 44:315-21.
 144. Steward, F. C., M. O. Mapes, A. E. Kent, and R. D. Holstein. 1964. Growth and development of cultured plant cells. *Science* 143:20-27.
 145. Stokes, M. J. 1980. Current aspects of commercial micropropagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:255-67.
 146. Stoltz, L. P. 1971. Agar restriction of the growth of excised mature iris embryos. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 96:611-84.
 147. Stone, O. M. 1978. The production and propagation of disease-free plants. In *Propagation of higher plants through tissue culture*, K. M. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. U.S. Dept. of Energy, Tech. Information Center, pp. 25-34.
 148. Stoutemyer, V. T. 1957. Regeneration in various types of apple wood. *Iowa Agr. Exp. Sta. Res. Bul.* 220:308-52.
 149. Stoutemyer, V. T., and O. K. Britt. 1969. Growth and habituation in tissue cultures of English ivy, *Hedera helix*. *Amer. Jour. Bot.* 56(2):222-26.
 150. Street, H. E. 1977. Embryogenesis and chemically induced organogenesis. In *Plant cell and tissue culture: Principles and applications*, W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 123-54.
 151. ———, ed. 1977. *Plant tissue and cell culture*. Berkeley, Calif.: Univ. of Calif. Press.
 152. Sunderland, N., and J. M. Dunwell. 1977. Anther and pollen culture. In *Plant tissue and cell culture*, H. E. Street, ed. Berkeley, Calif.: Univ. of Calif. Press, pp. 223-66.
 153. Sutter, E., and R. W. Langhans. 1979. Epicuticular wax formation on carnation plantlets regenerated from shoot-tip culture. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 104(4):493-96.
 154. Thorpe, T. A. 1979. Regulation of organogenesis *in vitro*. In *Propagation of higher plants through tissue culture*, K. W. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. Springfield, Va.: Natl. Tech. Inf. Ser. U.S. Dept. of Commerce, pp. 87-101.
 155. ———, ed. 1981. *Plant tissue culture: Methods and applications in agriculture*. New York: Academic Press.
 156. Tisserat, B. 1981. *Date palm tissue culture*. USDA Agr. Res. Ser., Adv. in Agr. Tech., Western Series No. 17, pp. 1-50.
 157. Tisserat, B., E. B. Esan, and T. Murashige. 1979. Somatic embryogenesis in angiosperms. *Hort. Rev.* 1:1-78.
 158. Torrey, J. G. 1977. Cytodifferentiation in cultured cells and tissues. *HortScience* 12(2): 14-15.
 159. Tran Thank Van, K., and H. Trinh. 1978. Plant propagation: Non-identical and identical copies. In *Propagation of higher plants through tissue culture*, K. W. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. Springfield, Va.: Natl. Tech. Inf. Ser., U.S. Dept. of Commerce, pp. 134-58.
 160. Vasil, I. K., M. R. Ahuja, and V. Vasil. 1979. Plant tissue cultures in genetics and plant breeding. *Advances in Genetics* 20:127-215.
 161. Welander, M., and I. Huntrieser. 1981. The rooting ability of shoots raised *in vitro* from the apple rootstock A2 in juvenile and in adult growth phase. *Phys. Plant.* 81:36-41.

162. Westcott, R. J., G. G. Henshaw, B. W. W. Grout, and W. M. Roca. 1977. Tissue culture methods and germ plasm storage in potato. *Acta Hort.* 78:45-49.
163. Wetherell, D. F. 1978. *In vitro* embryoid formation of cells derived from somatic plant tissues. In *Propagation of higher plants through tissue culture*, K. M. Hughes, R. Henke, and H. Constantin, eds. Springfield, Va.: Natl. Tech. Inf. Ser., U.S. Dept. of Commerce, pp. 102-24.
164. White, P. R. 1963. *The cultivation of animal and plant cells* (2nd ed.). New York: Ronald Press.
165. Wimber, D. E. 1963. Clonal multiplication of cymbidiums through tissue culture of the shoot meristem. *Amer. Orch. Soc. Bul.*, pp. 105-7.
166. Yang, H. 1977. Tissue culture technique developed for asparagus propagation. *Hort-Science* 12(2):16-17.
167. Yeung, E. C., T. A. Thorpe, and C. J. Jensen. 1981. *In vitro* fertilization and embryo culture. In *Plant tissue culture: Methods and applications in agriculture*, T. A. Thorpe, ed. New York: Academic Press, pp. 253-71.
168. Zilis, M., D. Zwagerman, D. Lamberts, and L. Kurtz. 1979. Commercial propagation of herbaceous perennials by tissue culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:404-13.
169. Ziv, M., A. H. Halevy, and R. Shilo. 1970. Organs and plantlets regeneration of *Gladiolus* through tissue culture. *Ann. Bot.* 34:671-76.
170. Zuccherelli, G. 1979. Moltiplicazione *in vitro* dei Portainnesti clonali del pesco. *Frutticoltura* XLI(2):15-20.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- BARZ, W., E. REINHARD, and M. H. ZENK, eds. 1977. *Plant tissue culture and its biotechnological applications*. Berlin: Springer-Verlag.
- BONGA, J. M., and D. J. DURZAN. 1982. *Tissue culture of forest trees*. Amsterdam: Elsevier.
- CHALEFF, R. S. 1981. *Genetics of higher plants: Applications of cell culture*. Cambridge: Cambridge Univ. Press.
- CONNOR, A. J., and M. B. THOMAS. 1981. Re-establishing plantlets from tissue culture: a review. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31:342-57.
- CONSTANTIN, M. J., R. P. HENCKE, K. W. HUGHES, and B. V. CONGER, eds. 1982. Propagation of higher plants through tissue culture. *Env. and Exp. Bot.* 21 (3/4):1-452.
- HUGHES, K. W., R. RENKE, and M. CONSTANTIN, eds. 1977. *Propagation of higher plants through tissue culture: A bridge between research and application*. Washington D.C.: U.S. Dept. of Energy, Tech. Information Center.
- KOSUGE, T., C. MEREDITH, and A. HOLLAENDER, eds. 1983. *Genetic engineering in plants*. New York: Plenum Publishing Corporation.
- SALA, F., B. PARISI, R. CELLA, and O. CIFERRI, eds. 1980. *Plant cell cultures: Results and perspectives*. Amsterdam: Elsevier North Holland Bio-Medical Press.
- SHARP, W. R., P. O. LARSEN, E. F. PADDOCK, and V. RAGHAVAN, eds. 1979. *Plant cell and tissue culture: Principles and applications*. Columbus: Ohio State Univ. Press.
- THORPE, T. A., ed. 1978. *Frontiers of plant tissue culture*. Calgary: Univ. of Calgary Press.
- TISSUE CULTURE ASSOCIATION. *In Vitro*. (Series)
- UNIVERSITY OF CALIFORNIA, DIVISION OF AGRICULTURAL SCIENCES. 1982. Genetic engineering in plants. *Calif. Agr.* (special issue) 36(8):1-35.

Técnicas de Micropropagación *in Vitro*

La micropropagación tiene usos significativos en la propagación vegetativa de especies y cultivares de importancia hortícola. Es de esperarse que la lista de plantas propagadas por este método aumente a medida que se registren avances tecnológicos. Este capítulo se concentra de manera principal en los procedimientos usados para la reproducción *in vitro* de cultivares específicas para su propagación. Estos procedimientos tienen una amplia gama de otras aplicaciones (52, 65) que implican manipulación y regeneración usando callo, células o protoplastos. Tales operaciones son herramientas importantes en fitomejoramiento, genética y en estudios de fisiología (véase Cap. 16).

Se dispone de considerable información acerca de los requerimientos para la propagación *in vitro* de plantas específicas (véase la Bibliografía general). No obstante, las nuevas incursiones en los sistemas de micropropagación y su extensión a nuevas especies y cultivares, requieren un esfuerzo considerable de investigación empírica para establecer la factibilidad y las condiciones óptimas de cultivo y manejo. Esta fase de ensayos debe incluir una evaluación de la calidad genética de las plantas resultantes en el sistema de producción en que se van a utilizar.

Para obtener éxito en la micropropagación existen varios requerimientos específicos.

Instalaciones. Se debe disponer de instalaciones especiales de tipo laboratorio para preparar los cultivos, producir y mantener condiciones estériles y proporcionar las condiciones de crecimiento adecuadas.

Selección. Se debe hacer una selección de las partes de planta que se van a utilizar como explantes y también de las condiciones de cultivo requeridas, tales como esterilización, medio de cultivo y condiciones ambientales, las cuales varían con las diferentes cultivares y especies de plantas. Para adaptar cualquier cultivar al sistema es necesario efectuar pruebas empíricas sistemáticas.

Eliminación de contaminantes. Los contaminantes que invariablemente están presentes en la superficie de las partes de las plantas se deben eliminar por desinfección. Todos los medios de cultivo deben esterilizarse y los cuartos en donde se van a preparar y a mantener los cultivos deben mantenerse tan libres de contaminantes como sea posible. Se toman precauciones

especiales para evitar que los cultivos se vuelvan a contaminar con microorganismos que están presentes en todas partes: en el material vegetal, en las superficies del equipo y de los bancos, en las manos, en la ropa de los operarios y en las partículas de polvo llevadas por las corrientes de aire. Aun con estas precauciones, pueden penetrar algunos contaminantes no detectados y es posible que para hacerlo sea necesario incorporar a los procedimientos pruebas de catalogación de enfermedades.

Secuenciamiento. La mayoría de las especies, una vez establecidas en un cultivo estéril, son llevadas a través de una serie de etapas de desarrollo. La secuencia general se caracteriza: (a) por el establecimiento del explante (b) multiplicación, (c) pretrasplante (incluyendo iniciación de las raíces y aclimatación) y finalmente (d) trasplante. Entre los diferentes propagadores puede existir una variación en el manejo actual en esta secuencia según las diferentes especies involucradas.

Trasplante. Se deben aplicar los procedimientos adecuados para permitir que la planta sea transferida con éxito del medio estéril, artificial, del recipiente de cultivo a las condiciones más rigurosas del invernadero abierto o del vivero.

INSTALACIONES Y EQUIPO

Las instalaciones para cultivo de tejido pueden clasificarse en 3 categorías, de acuerdo con su objetivo, refinamiento y costo. (6) Estas categorías son las siguientes: (a) instalaciones de investigación, en las que se efectúan trabajos de mucha precisión, que exigen equipo muy especializado y técnicamente avanzado, (21, 36, 61) (b) instalaciones comerciales grandes, en las cuales se puedan producir en masa millones de plantas al año, (9, 15, 23, 27, 48, 69, 70) y (c) instalaciones limitadas para laboratorios pequeños de investigación, para viveros individuales o para aficionados en las cuales se maneja un volumen de material relativamente pequeño. (14, 42, 60) Existe una gran variación en los tipos de instalaciones y en oportunidades para reducir costos, pero se deben apegar a los principios básicos de los cultivos *in vitro*. (16, 17, 25, 60) En cualquier caso, por razones económicas, se debe hacer una consideración cuidadosa de los costos y mano de obra requeridos. (4, 8, 42, 47, 49, 52, 59)

No importando cual sea su tamaño, la instalación debe contar con 3 componentes básicos: (a) área de preparación, (b) área de transferencia y (c) área de cultivo. (14, 24, 55) Es aconsejable separar estas instalaciones del área regular de vivero e invernaderos y mantener la entrada restringida a ellas para evitar introducir contaminantes a los cuartos de cultivo. (15, 26, 62) Los pisos, bancos y cubiertas de las mesas se deben conservar con la misma limpieza que si fueran de un hospital. Los técnicos deben usar batas de laboratorio limpias, cubiertas para los zapatos, redecillas para el cabello y equipo semejante adecuado.

Área de preparación

El área de preparación esencialmente es una cocina con 3 funciones básicas: (a) limpiar los objetos de vidrio, (b) preparar y esterilizar el medio de cultivo y (c) guardar la vidriería y los suministros.

Se necesita un método de lavado eficiente, ya sea a mano o en máquina. El lavado normal va seguido por un enjuague en ácido diluido y luego otro en agua destilada o desionizada. Se

necesita disponer de un fregadero, agua corriente y una salida de gas para calentar y a menudo resultan útiles tuberías de aire o vacío. Las superficies de las mesas deben ser de materiales que se puedan limpiar con facilidad.

En el área de preparación se necesita el equipo siguiente:

1. Refrigerador para guardar sustancias químicas, soluciones concentradas y cantidades pequeñas del medio de cultivo.
2. Báscula o balanza analítica, de preferencia que se cargue por arriba.
3. Autoclave que pueda llegar a 120 °C. Para esterilizar cantidades pequeñas de medio de cultivo se puede usar una olla de presión doméstica.
4. Medidor de pH. En trabajos menos precisos se pueden usar como sustitutos papeles indicadores.
5. Parrilla de gas o eléctrica.
6. Filtros para esterilizar ingredientes que no se pueden tratar en la autoclave. Estos son unidades especiales de tipo embudo que llevan una membrana a prueba de bacterias, a través de la cual la solución es succionada por vacío o pasada bajo presión positiva. Hay disponibles varios tipos comerciales.
7. Equipo para purificar agua, ya sea un alambique de vidrio o un intercambiador de iones. En operaciones más pequeñas se puede comprar el agua destilada y almacenarla en recipientes de plástico.

Se debe disponer de espacio para frascos, botellas y otros utensilios.

Área de transferencia

El área de transferencia es un lugar estéril en el cual los explantes se introducen al medio de cultivo y se vuelven a cultivar las plantitas resultantes. Este proceso se efectúa de una manera más cómoda y conveniente en una campana con flujo de aire laminar que tiene un lado abierto (Fig. 17-1), en la cual se pasa aire filtrado de la parte posterior de la campana hacia afuera con un gradiente de presión positivo. Con este equipo, la operación de transferencia se puede efectuar en el mismo cuarto en que se desarrollen otras actividades.

Se pueden utilizar alternativas menos costosas, como un cuarto cerrado con entrada o varias cajas de transferencia cerradas, si se esterilizan cuidadosamente antes de usarlas.

Fig. 17-1 Campana de transferencia con flujo laminar en la cual se llevan a cabo operaciones estériles. La operadora está esterilizando la boca de un tubo de ensayo en una flama.

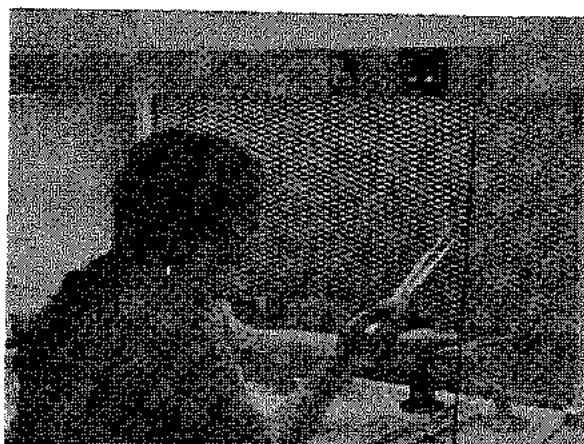
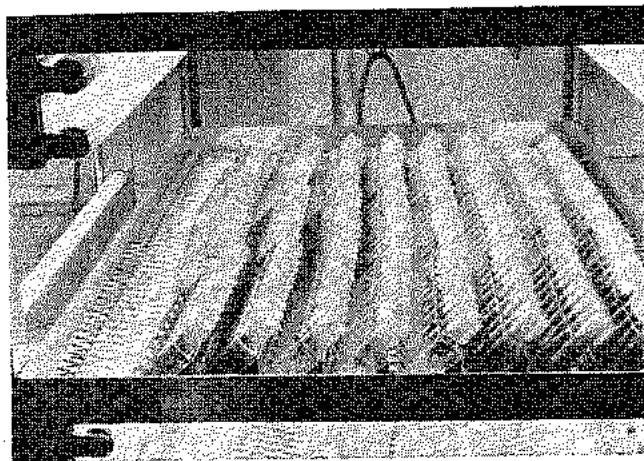


Fig. 17-2 Área de crecimiento en la cual se colocan soportes con tubos de ensaye para cultivar plantas *in vitro*. Está equipada con controles de luz y temperatura.



Con frecuencia para esterilizar el interior de las cámaras se emplean lámparas germicidas de luz ultravioleta (UV), las cuales se encienden durante 2 h antes de usar la cámara, pero deben apagarse durante las operaciones. La luz debe ser dirigida hacia el interior, no hacia la cara del trabajador, debido a que puede perjudicar a los ojos. La luz UV no pasa a través del vidrio.

Áreas de crecimiento

Los cultivos se deben poner a crecer en una instalación separada, iluminada, en la cual se puedan controlar tanto la intensidad de la luz como la longitud del día y se puedan proporcionar regímenes de temperatura específicos (Fig. 17-2). Si se van a propagar comercialmente, varias clases de plantas, es útil disponer de varios cuartos, cada uno de ellos programado para satisfacer las necesidades de temperatura y luz de plantas específicas. Los requerimientos de luz varían de alrededor de 1000 a 10 000 lux. Por lo general se usan lámparas fluorescentes blanca-fría o Gro-Lux. Un fotoperiodo de 16 h es el más común. Las temperaturas de 21 a 30 °C son en general adecuadas, aunque algunas clases de plantas pueden necesitar temperaturas más bajas. A las temperaturas dadas, la humedad relativa es de alrededor del 30 al 50%. Si la humedad relativa es muy baja, durante el periodo de cultivo se puede presentar deshidratación del medio y aumento de la salinidad y, si es muy alta, puede ocurrir contaminación.

En ciertas ocasiones se utilizan diversos tipos de tambores de cultivo giratorio o agitadores, los cuales proporcionan aeración en los sistemas de cultivo en medio líquido.

PREPARACION DE LOS MEDIOS DE CULTIVO

Equipo y materiales

Se necesita el material siguiente:

1. Matraces ordinarios y Erlenmeyer de diversos tamaños, en los que se hagan las mezclas para el medio de cultivo.

2. Probetas, matraces graduados y pipetas de diversos tamaños para medir y repartir las soluciones.
3. Botellas para guardar los reactivos.
4. Aparatos magnéticos agitadores, para mezclar el medio.
5. Pipetas distribuidoras y embudos grandes o buretas, montados en anillos, para repartir el medio de cultivo.

Recipientes para el desarrollo de los cultivos

En los laboratorios de investigación se emplean como material de rutina tubos de ensaye, matraces Erlenmeyer, cajas de petri y vidrios de reloj de diversos tamaños. De ordinario, son de cristal Pyrex, que se pueden esterilizar y flamear durante las operaciones de transferencia. También hay disponibles diversos tipos de recipientes de plástico, los cuales pueden resultar menos costosos y con menos riesgo de que se rompan.

Las cajas de petri son de vidrio o de plástico, que se pueden volver a usar o desechables. Los recipientes de vidrio más grandes que comúnmente se usan para envasar conservas comerciales o caseras, son menos costosos y en las operaciones en gran escala se usan ampliamente para las últimas etapas de desarrollo. Algunos tipos de vidrio suave desprenden impurezas y es posible que resulte necesario descartar los envases después de alrededor de un año de uso. La mayor parte de estos materiales pueden obtenerse de casas que venden equipo para química.

Para cubrir los recipientes se utilizan tapas de diversos tipos. Los tapones de algodón no absorbente se han usado en los laboratorios desde hace mucho tiempo, pero no son convenientes en operaciones prolongadas, siendo mejores varias tapas de metal o de plástico y tapones de poliuretano o polipropileno. También funciona bien tapar los frascos anchos con mitades de cajas de petri. El parafilm (papel parafinado, en rollos estériles) se emplea mucho para cubrir cajas de petri y otros recipientes.

Ingredientes

Los ingredientes del medio de cultivo varían según el tipo de planta de la etapa de propagación en que se esté trabajando. (16, 20, 22, 28) Se deja cierto margen o flexibilidad en las proporciones de los ingredientes, pero, en general, se usan ciertas mezclas estándar. Estas pueden hacerse de productos químicos puros o adquirirse como medios de cultivo premezclados. Cuando se maneje una nueva clase de planta, es necesario efectuar pruebas empíricas para comprobar la combinación de ingredientes disponibles. Esos ingredientes se pueden agrupar en categorías específicas: (a) sales inorgánicas, (b) compuestos orgánicos, (c) ingredientes naturales complejos y (d) sostenes inertes.

SALES INORGÁNICAS (GRUPOS A a la E, TABLA 17-1)

Las sales inorgánicas proporcionan los macroelementos (nitrógeno, fósforo, potasio, calcio y magnesio) y microelementos (boro, cobalto, cobre, manganeso, yodo, hierro y zinc). De estas sales se pueden preparar soluciones concentradas por grupos y se guardan en un refrigerador. El medio de Murashige-Skoog (MS) (46) se ha usado ampliamente en un buen número de especies y tipos de cultivo, en particular, para plantas herbáceas y para cultivo de tejidos en ge-

Tabla 17-1 Soluciones concentradas utilizadas en la preparación de varios medios de cultivo para micropropagación. ⁺

Grupo	Compuesto	Murashige y Skoog (MS)	Medio para Plantas leñosas (WPM)	Anderson (AND)	Gamborg 85
A	NH ₄ NO ₃	165.00 g/L	40.00 g/L	40.00 g/L	250.00 g/L
	KNO ₃	190.00 g/L	—	48.00 g/L	—
	Ca(NO ₃ ·4H ₂ O)	—	55.6 g/L	—	—
B	K ₂ SO ₄	—	99.00 g/L	—	—
	MgSO ₄ ·7H ₂ O	37.00 g/L	37.00 g/L	37.00 g/L	25.00 g/L
	MnSO ₄ ·H ₂ O	1.69 g/L	2.23 g/L	1.69 g/L	1.00 g/L
	ZnSO ₄ ·7H ₂ O	0.86 g/L	0.86 g/L	0.86 g/L	0.2 g/L
	CuSO ₄ ·5H ₂ O	0.0025 g/L	0.0025 g/L	—	0.0025 g/L
	NH ₄ SO ₄	—	—	—	13.4 g/L
C	CaCl ₂ ·2H ₂ O	44.00 g/L	9.6 g/L	44.00 g/L	15.00 g/L
	KI	0.083 g/L	—	0.083 g/L	0.075 g/L
	CoCl ₂ ·6H ₂ O	0.0025 g/L	—	0.083 g/L	0.0025 g/L
D	KH ₂ PO ₄	17.00 g/L	17.00 g/L	—	0.30 g/L
	H ₃ BO ₃	0.62 g/L	0.62 g/L	0.62 g/L	0.025 g/L
	Na ₂ MoO ₄ ·2H ₂ O	0.025 g/L	0.025 g/L	0.025 g/L	0.025 g/L
	NaH ₂ PO ₄ ·H ₂ O	#	—	38.00 g/L	15.00 g/L
E	FeSO ₄ ·7H ₂ O	2.784 g/L	2.78 g/L	5.37 g/L	2.78 g/L
	Na ₂ ·EDTA	3.724 g/L	3.73 g/L	7.45 g/L	3.725 g/L
F	Tiamina·HCL	0.10 g/L	0.10 g/L	0.04 g/L	1.00 g/L
	Acido nicotínico	0.05 g/L	0.05 g/L	—	0.10 g/L
	Piridoxina·HCL	0.05 g/L	0.05 g/L	—	0.10 g/L
	Glicina	0.20 g/L	0.20 g/L	—	—
G	Mioinositol	10.00 g/L	10.00 g/L	10.00 g/L	10.00 g/L

⁺ Estas soluciones contienen 100× de la solución final. Para preparar 1 L del medio de cultivo use 10 ml de la solución concentrada.

Comúnmente añadido como complemento directamente al medio de cultivo a razón de 85 a 225 mg/L.

* Se añade sulfato de adenina, 80 mg/L.

neral. Para otros tipos de plantas, como especies leñosas, a menudo resulta conveniente emplear una dilución de 3 a 10 X en las sales inorgánicas o cambiar a otro medio. Así, se desarrolló un Medio para Plantas Leñosas (WPM) (40) para plantas de ese tipo y el medio de Anderson (And) para rododendros, el cual también tiene una concentración de sales bajas. (2, 37) El medio Gamborg B5 se ha utilizado ampliamente para cultivos de células y de tejidos. (21)

COMPUESTOS ORGANICOS (GRUPO F al H, Tabla 17-1)

Carboidratos. En la mayoría de los cultivos se emplea sucrosa del 2 al 4%, pero en algunos casos se pueden usar concentraciones tan elevadas como del 12%, como en el caso de embriones jóvenes. En ocasiones se ha usado glucosa para monocotiledóneas. Ocasionalmente se ha empleado fructosa y aun almidón. Estos materiales se añaden cuando se hace el cultivo.

Vitaminas. La tiamina (de 0.1 a 0.5 mg/L) casi siempre es esencial y el ácido nicotínico (0.5 mg/L) y la piridoxina (0.5 mg/L), que son requeridos para ciertos tejidos vegetales, de ordinario se añaden. En muchos cultivos resulta beneficioso el inositol, a razón de 100 mg/L, y

también se agrega en forma rutinaria. Entre otros materiales benéficos se encuentra el ácido pantoténico (0.1 mg/L) y la biotina (0.1 mg/L). Todos estos materiales son solubles en agua y se deben preparar como soluciones concentradas, listas para diluirse 100 X en la solución final. Esas soluciones concentradas se deben guardar en refrigerador.

Hormona y reguladores del crecimiento. Las dos clases de hormonas más importantes son las auxinas y las citokininas, que controlan la formación de la raíz, del tallo y el callo. En ocasiones se han usado las giberelinas para inducir el alargamiento de los tallos. Las auxinas sintéticas comprenden al ácido naftalenacético (NAA), usado de 0.1 a 10 mg/L; al ácido indolbutírico (IBA), usado a razón de 0.1 a 10 mg/L; a los ácidos 4-clorofenoxiacético (CPA) y 2,4 diclorofenoxiacético (2,4-D), usados ambos en proporción de 0.05 a 0.5 mg/L y el ácido indolacético (IAA), empleado en cantidades de 1 a 50 mg/L.

Las citokininas incluyen a la N⁶-benciladenina (BA), la kinetina, la N⁶-isopentenil-adenina (2iP) y a la zeatina. Se utiliza en una gama de 0.01 a 10 mg/L. En muchos cultivos el sulfato de adenina resulta beneficioso y a menudo se adiciona a razón de 40 a 120 mg/L. Todos estos materiales se deben preparar con anticipación y conservarse en refrigeración como soluciones concentradas, casi cerca del punto de congelación.

Misceláneos. A menudo se emplean el ácido cítrico (150 mg/L) o el ácido ascórbico (10 mg/L) como un factor contra el apardamiento. A ciertos medios, para el cultivo de embriones, se añade ácido málico (100 mg/L). Estas soluciones deben esterilizarse por filtración y no en autoclave, ya que se descomponen a las temperaturas que se producen en ésta. Los ácidos orgánicos citados pueden ser incorporados al medio o usados sólo en los pasos de lavado previo. A veces se añade carbón activado de grado fino, de preferencia lavándolo antes, a razón de 0.1 al 1%, para contrarrestar la acción de ciertas sustancias inhibitorias liberadas por algunos tejidos.

INGREDIENTES COMPLEJOS NATURALES

Se han empleado varios materiales de composición desconocida para establecer cultivos cuando no se ha logrado hacerlo con sustancias conocidas; en ocasiones, esos materiales estimulan un crecimiento extra. Los hidrolizados de proteína obtenidos de la caseína o de otras proteínas (30 a 3000 mg/L) con frecuencia resultan útiles, principalmente para proporcionar nitrógeno orgánico y aminoácidos. El agua de coco (el endospermo de cocos verdes o maduros, a razón del 10 al 20% por volumen) es útil, pero debe esterilizarse por filtración. La malta (500 mg/L), el extracto de levadura (50 a 5000 mg/L) y sustancias tales como los jugos de tomate (30% v/v) y de naranja (30% v/v), también han dado buenos resultados. Estas sustancias se disuelven en agua y se añaden durante la preparación del medio de cultivo.

SOSTENES INERTES

Agar. El agar es un producto en polvo que se obtiene de ciertas especies de algas rojas. (28, 44) Debe su valor en los sistemas de cultivo a dos propiedades: (a) se derrite al calentarlo, pero a temperatura ambiente se enfría formando un gel semisólido, (b) es en esencia biológicamente inerte. Sin embargo, en su estado natural puede contener algunas impurezas, en particular, sal común. Por tanto, debe lavarse o usar sólo el producto purificado (grado USP). La calidad del agar puede variar en las distintas presentaciones comerciales.

Dos factores que afectan al agar son la concentración y el pH. Por lo general, un pH de 5.0 a 6.0 es adecuado, pero para plantas acidófilas es mejor un pH de 4.5. (1) Con un pH muy bajo (ácido), el agar no se solidifica bien y tiende a deteriorarse con el calor.

Las concentraciones más bajas de agar que podrían soportar los explantes (entre 0.5 y 0.6%) son recomendables. Los cuales deberían ser buenos medios de contacto con las plantas que permitieran un adecuado aprovechamiento de los nutrientes. Las concentraciones menores permiten que se aprovechen más los nutrientes y que tengan un mejor contacto, pero si los explantes se hunden demasiado dentro del agar la aeración se torna inadecuada. La concentración mínima es de alrededor de 6 g/L. Sin embargo, en algunos sistemas se emplean concentraciones aún menores, en las cuales se sostienen los explantes inicialmente. Los explantes pequeños se van hundiendo en forma gradual a medida que crecen. Las concentraciones mayores (1.0 a 1.2 g/L), tienden a reducir el crecimiento, pero en algunos casos se ha usado para endurecer plantas y mejorar su capacidad de supervivencia después del trasplante.

Las sustituciones del agar (2 g/L) con tipos selectos de pectinas comerciales (8 a 10 g/L) se han usado con éxito. (70)

Líquidos. Para algunas plantas, las soluciones nutrientes sin agar tienen algunas ventajas al mejorar la absorción de nutrientes y evitar las impurezas del agar. Sin embargo, se necesita cierto tipo de sostén para evitar que los explantes y los cultivos se hundan, o hay que emplear un agitador o tambor giratorio para proporcionar aeración. Por lo general, se insertan en el líquido puentes de papel filtro. Comercialmente, hay disponibles sostenes de telas hechos con 100% de fibra de poliéster. (12) Los medios líquidos se prefieren para los explantes de ciertas especies de plantas que exudan sustancias tóxicas de la superficie cortada. El medio líquido se puede cambiar sin tener que volver a hacer el cultivo. (12)

Preparación de las soluciones concentradas

Las sustancias orgánicas, y muchos de los materiales orgánicos, deben mantenerse en soluciones, concentradas de 100 X de la concentración requerida. En esa forma, a cada litro del medio se puede añadir una parte alícuota de 10 ml de solución concentrada para obtener aquella requerida. De los materiales enumerados en la Tabla 17-1, los siguientes se pueden mezclar sin que formen precipitados: (a) nitratos, (b) sulfatos, (c) haluros, como cloruros y yoduros, (d) fosfatos, boratos y molibdatos. El hierro se prepara por separado, combinándolo con sustancias del grupo E. También se puede proporcionar como hierro inorgánico: $\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ (1 mg/L), FeSO_4 (2.5 mg/L) o tartrato de hierro (10 mg/L). Las soluciones de hierro deben guardarse en frascos oscuros.

Algunos compuestos orgánicos son relativamente insolubles en agua. La adición de una cantidad pequeña de dimetilsulfóxido (DMSO) (no más de 0.5% en el medio final) es efectiva para disolver los compuestos orgánicos. Las citokininas son bases débiles y es mejor disolverlas en un ácido diluido y luego diluirlas a su concentración final con agua. Las auxinas son ácidos débiles, disolviéndose mejor en una base diluida o en etanol. Use 0.3 de HCl 1N (para las citokininas) o de NaOH 1N (para las auxinas) por cada 10 mg del compuesto. Las soluciones concentradas y las sustancias orgánicas siempre se deben conservar en refrigeración.

Preparación del medio de cultivo

En la micropropagación comercial, rutinariamente se usa agua destilada común, pero para los estudios de investigación se requieren formas más puras producidas por desionización o redes-

tilación. Para preparar el medio, use un vaso o un matraz de Pyrex grande, agregue una parte (de 1/2 a 2/3) del volumen final de agua. Añada el azúcar y revuélvase. A esto, añada con pipeta o probeta graduada las partes alícuotas apropiadas de cada ingrediente, tomándolos de las soluciones concentradas. Ajuste al pH deseado (usualmente alrededor de 5.7), añadiendo gota a gota HCL 1N o NaOH 1N, usando un potenciómetro (o tiras de papel indicadoras del pH) para determinar la medida correcta. En seguida, se añade el agar y luego se lleva la solución al volumen prescrito, añadiendo el agua faltante.

Luego, se calienta la solución para disolver el agar, como en una autoclave a 121 °C durante 3 a 7 min o en una parrilla caliente, revolviendo para evitar que el agar se asiente y se pegue. La solución caliente se distribuye en los recipientes, los cuales se tapan de inmediato y se esterilizan en autoclave durante 10 a 20 min a 121 °C. Entre mayor sea el volumen del medio que se vaya a esterilizar se necesita mayor tiempo de esterilización.

Las sustancias que son inestables, si se tratan en la autoclave, deben esterilizarse por filtración y se añade una parte alícuota de esos materiales al medio después de haberlo esterilizado y cuando se haya enfriado a 35-40 °C. El medio debe usarse en el transcurso de unas 2 semanas y refrigerarse si se conserva por más tiempo.

MÉTODOS GENERALES DE MICROPROPAGACION

Preparación para el establecimiento del cultivo

MANEJO DE LAS PLANTAS MADRES

En el manejo de las plantas madres hay que tener presente 2 consideraciones principales. Una es reducir el potencial de contaminación por hongos, bacterias, virus y otros organismos patógenos. Otra, es el control de la condición fisiológica del explante.

En general, las plantas madres deben estar sanas y en crecimiento activo, que no estén o vayan entrando en letargo. En ocasiones, la poda o el incremento de iluminación (aumentando la longitud del día), resultan útiles para producir nuevas fases de crecimiento activo. (3)

SELECCIÓN DEL EXPLANTE

El tipo de explante y su ubicación, en la planta madre, varían mucho con el objetivo del cultivo, así como con las especies, y a veces con la cultivar. En ausencia de una información definida, acerca de una especie o una cultivar dada, se puede usar la información existente acerca de las especies o cultivares afines o se pueden hacer experimentos con la planta específica que se tenga. Para la obtención de puntas de tallos, de ordinario las plantas más convenientes son aquellas que están en crecimiento relativamente activo, utilizando ya sea puntos de crecimiento axilares quiescentes o terminales de brotes en crecimiento activo. El tamaño de un explante puede variar desde 1 a 5 mm de la punta meristemática, misma a un trozo de rama o tallo de varios centímetros de largo. También se puede usar una sección nodal que tenga una yema lateral. En plantas leñosas, se puede utilizar una yema de punta de tallo, durmiente pero no en reposo, pero a menudo es difícil de desinfectar. La remoción de las escamas de la yema, más el corte de la cicatriz de la hoja, puede dejar sólo tejidos estériles.

También se pueden utilizar para obtener explantes, trozos de hojas que tengan nervaduras, escamas de bulbos, escapos florales y cotiledones.

Eliminación de organismos patógenos

Los organismos patógenos sistémicos, como los virus y algunas bacterias no se eliminan automáticamente con el cultivo *in vitro*, a menos que este sistema se planee con esa finalidad. (7, 26, 30, 39, 45, 54, 59) De haber disponibles, se pueden usar plantas madres preseleccionadas como "libres de virus" o catalogadas respecto a organismos patógenos (véase Cap. 8). De otra manera se pueden incorporar, al procedimiento, técnicas especiales como el cultivo de puntas meristemáticas, tratamiento con calor y varias pruebas para catalogación de organismos patógenos. (50) En algunas situaciones, el mantenimiento de plantas madres "limpias" cultivadas en condiciones asépticas y provenientes de propagaciones anteriores. (26)

DESINFESTACIÓN

Los desinfectantes primarios son alcoholes (etílico, metílico o isopropílico) y los hipocloritos de calcio o de sodio, vendidos como blanqueadores para uso casero, de ordinario con 5.25% de ingrediente activo (véase Tabla 17-2). A estos últimos se deben añadir unas cuantas gotas de surfactante o detergente para mejorar el cubrimiento superficial. La efectividad de estos materiales es esencialmente una respuesta de tiempo-dosis, en la cual la efectividad para desinfectar aumenta con ambos factores, pero la capacidad para dañar tejidos también aumenta. En consecuencia, se debe buscar un equilibrio según el tipo de explante que se trate.

Durante la propagación de puntas de tallo, un procedimiento de desinfección típico consiste en cortar el brote en trozos de varios centímetros de largo y sumergirlos en alcohol (del 70 al 95%) para darles una esterilización superficial preliminar. Envolviendo estos pequeños segmentos en gasa estéril se conserva al material intacto durante la esterilización.

Después, las porciones de planta se colocan en la solución desinfectante (agregando un surfactante o un detergente), empleando una solución del 1 al 10% del material preparado y de-

Tabla 17-2 Esterilizadores superficiales comunes empleados para tratar explantes antes de colocarlos en cultivo aséptico (61)

Agente	Concentración	Tiempo de tratamiento (min)	Remoción de los explantes	Observaciones
Hipoclorito de calcio	9 a 10%	5 a 30	Fácil	Muy efectivo.
Hiclorito de sodio *	2%	5 a 30	Fácil	Muy efectivo.
Agua de bromo	1 a 2%	2 a 10	Fácil	Muy efectivo, pero puede ser tóxico para los tejidos vegetales.
Peróxido de hidrógeno	10 a 12%	5 a 15	Muy fácil	Moderadamente efectivo.
Cloruro de mercurio	0.1 a 1.0%	2 a 10	Difícil	Efectivo, pero puede ser tóxico para los tejidos vegetales.

* Disponible como blanqueador comercial, usualmente con 5.25% de ingrediente activo. La dosis común de uso es de 20% v/v (1 parte de blanqueador por 4 partes de agua), pero también se debe probar una gama de concentraciones.

jándolas durante 5 a 15 min. Luego se escurre la solución y el material se enjuaga 2 o 3 veces con agua estéril.

Para mejorar la eficiencia, se pueden utilizar variaciones de este procedimiento básico, tales como incluyendo prelavado, agitación mecánica, vacío y tratamientos consecutivos.

Los contaminantes, que son levaduras y varias especies de hongos y bacterias, usualmente aparecen en la superficie del agar después de unos cuantos días o una semana como una lama blanca u opaca o como colonias de varios colores, a veces con esporas negras y micelio. Cuando estos contaminantes se pueden identificar visualmente, hay que descartar de inmediato los cultivos que los contienen. Los recipientes de cultivo contaminados se esterilizan en la autoclave sin destaparlos para evitar contaminar el laboratorio. Algunos contaminantes bacterianos, como *Bacillus subtilis*, *Erwinia* (26) o *Pseudomonas*, (3) a veces se quedan dentro de las plantitas sin que se detecten sino más adelante del periodo de cultivo. Se pueden incluir procedimientos para identificar esos contaminantes. Para mejorar el control del desarrollo de bacterias, a veces se usan antibióticos en el medio de cultivo. (19)

Catalogación del material en cultivo

Un procedimiento útil para determinar la presencia de organismos patógenos en el material en cultivo, consiste en efectuar cultivos de catalogación de plantitas individuales y descartar los recipientes que resulten contaminados. Sin embargo, en el estado inicial de explante con este procedimiento no siempre se identifican todos los contaminantes potenciales, (26) de tal manera que es necesario efectuar otras comprobaciones de control. Al hacer un subcultivo, córtese un trozo del tejido, divídase y colóquense los pedazos en 5 ml de caldo Bacto-nutriente, óptimo para el desarrollo de bacterias y hongos. Los resultados positivos se muestran por cualquier enturbiamiento del medio y deben aparecer en 4 a 5 días.

PROCEDIMIENTO ASÉPTICO

Los microorganismos ocurren principalmente como esporas depositadas en las superficies de mesas, manos, brazos, ropa y diversos objetos, asentándose del aire o movidas en el polvo con las corrientes de aire.

Los trabajos de transferencia aséptica se hacen en algún tipo de campana o caja de transferencia, las cuales deben tener un filtro para partículas presentes en el aire de alta eficiencia (HEPA), con una corriente de aire con presión positiva que sople hacia adelante, desde la parte posterior de la capucha, a fin de prevenir el movimiento de esporas presentes en el aire al interior de la cámara. Los lados y las superficies de la cámara se deben lavar con un desinfectante, como hipoclorito de calcio o de sodio o alcohol al 95%. Se deben lavar prolijamente las manos y los brazos y se deben usar guantes y una bata de laboratorio limpia. El equipo colocado en la capucha de transferencia incluye un quemador de gas automático o una lámpara de alcohol, un microscopio de disección (si se necesita) y (a veces) una balanza de carga por arriba. Estos instrumentos se deben limpiar con desinfectantes y cubrirse. El microscopio de disección debe tener sobre el área de observación un embudo de plástico o de vidrio para protegerlo de la contaminación.

Lávense las manos y los brazos esmeradamente con detergente. Enjuáguese con alcohol al 75% al cual antes de diluirlo se hayan agregado unos cuantos cristales de yodo. (25)

Los instrumentos y materiales necesarios para las operaciones de transferencia son los siguientes:

1. Quemador para esterilizar los instrumentos de disección y los recipientes, el cual puede ser un quemador de gas automático o una lámpara de alcohol con mecha, de poco costo. Hay disponibles comercialmente ciertos tipos de quemadores-incineradores que evitan la presencia de alcohol o de vapores de gases.
2. Fórceps para sostener y manipular el tejido. Tres tamaños útiles de ellos son: los de 300 y 200 mm, de punta recta, y de 115 mm de punta encorvada. (60)
3. Agujas para disección con mango de madera o un mango metálico para agujas, con puntas intercambiables.
4. Escalpelos para disección. Los más convenientes son aquellos de mango metálico con navajas sustituibles. Para hacer trabajos finos se puede usar un pedazo de hoja de afeitar pegado a un mango y también se pueden hacer varios tipos de microinstrumentos.
5. Cajas de petri estériles para colocar el material y cortarlo. Es conveniente colocar en ellos pequeños cuadros de toallas de papel estériles, húmedos, para facilitar después la limpieza. (37) También, la superficie húmeda evita que se sequen los explantes.

Los escalpelos, agujas y otros instrumentos de disección se colocan en su sitio, por lo común sobre apoyos. Las cajas de petri estériles se colocan en la cámara para usarlas como charolas de trabajo. Asimismo, se incluyen recipientes con agua estéril y con el medio de cultivo, para usarlos según se vayan necesitando. Estos recipientes se mantienen al frente del área de trabajo, de tal manera que se pueda evitar llegar hasta cierta área "estéril" de la parte posterior de la cámara. Las superficies externas de los recipientes deben limpiarse con un desinfectante. Ocasionalmente se pueden colocar recipientes con el medio de cultivo en anaqueles o en carros móviles, en la cercanía de la cámara de transferencia.

Al preparar los explantes para su transferencia, las puntas de los implementos se sumergen en alcohol y se flamean antes de usarlos. Este paso se repite después de haber manejado cierta cantidad de material o antes de cambiar a un nuevo material de explante. Sin embargo, la simple inmersión y el flameo de los escalpelos puede no resultar suficiente para matar a algunos de los organismos patógenos o esporas más resistentes. Es posible que se necesite una exposición más prolongada a la flama o el uso de algún esterilizante químico. (59) Para evitar dañar los tejidos tiernos, déjense enfriar las agujas, escalpelos y fórceps después de flamearlos y antes de usarlos. Cuando se trabaje en una área abierta, el operador debe flamear el cuello del recipiente antes de abrirlo y después de insertar el material a fin de evitar la entrada de contaminantes. Cuando se trabaje en una cámara estéril se puede omitir este procedimiento.

PREPARACIÓN DEL EXPLANTE

El método exacto de preparación del explante varía según la clase de planta. En general, se deben seguir todos los procedimientos descritos antes. Si se van a usar puntas de tallo, sáquense los trozos de tallo desinfectados de la solución de enjuague y córtense las hojas que lo cubren con agujas afiladas o escalpelos para exponer la punta inmadura. La separación, de solamente el domo meristemático y de unas cuantas hojas, requiere el empleo de microherramientas muy delicadas y el uso de un microscopio de disección. Si como explante se usa una porción más grande del meristemo o toda la punta del tallo, la operación es menos delicada y exigente. En cualquiera de los casos, el trabajo debe hacerse con rapidez y el trozo se debe insertar en el agar con mucha prontitud, para reducir al mínimo la desecación de los tejidos tiernos.

Cómo determinar la concentración del medio de cultivo

El establecimiento de la concentración óptima y la gama de sustancias químicas individuales en el medio de cultivo, es tan importante como la selección de la sustancia química, ya sea una sal inorgánica, azúcar, hormona y otra sustancia. Las concentraciones a menudo se dan en partes por millón (ppm) o en partes por billón (ppb) = (1000 millones en el sistema norteamericano), o bien, se expresan como miligramos por litro (mg/L) o gramos por litro (g/L) de agua o solución, peso por peso (w/w) o peso por volumen (w/v). En el caso de los líquidos, se usan volúmenes relativos (v/v). En cualquiera de los casos se puede establecer una escala de diluciones como de 1:1, 1:5, 1:10, 1:100, etc. Se selecciona una progresión para descubrir la gama de concentraciones dentro de la cual una sustancia específica es efectiva; esto es, el valor del umbral mínimo y el valor máximo en el cual puede producir daños o no se obtienen incrementos en la respuesta. Con las hormonas el tipo de respuesta cambia según la concentración.

En los laboratorios de investigación y en una parte considerable de la literatura, acerca de cultivos de tejidos, se emplean métodos de equivalentes químicos como una mejor forma de expresar la concentración efectiva y comparar en forma más realista una sustancia con otra.

Los equivalentes químicos se calculan del peso gramomolecular (*mol*), de una sustancia, sumando los pesos atómicos de todos los átomos que forman la molécula más el agua que lleve fijada. Esos pesos pueden encontrarse en un texto de química. La concentración, uno molar (1M), significa que se ha disuelto el peso de una molécula, en suficiente cantidad de agua, para completar un litro de solución. Usualmente, las concentraciones fisiológicas son mucho menores como:

$$\begin{aligned} 1 \text{ molar} &= 1 \text{ mol/L} = 1 \text{ M} = 1 \text{ mol l}^{-1} \\ 1 \text{ milimolar} &= .001 \text{ M/L} = 1 \text{ mM} = \text{mmol l}^{-1} \\ 1 \text{ micromolar} &= 0.000001 \text{ M/L} = 1 \mu\text{M} = \mu\text{mol. l}^{-1} \end{aligned}$$

La significación de este sistema estriba en que 1 mol, de cualquier sustancia, tiene el mismo número de moléculas que cualquier otra sustancia que se encuentre en esa misma concentración molar.

Cuidados de los cultivos

PRETRATAMIENTO

Las operaciones de micropropagación pueden incluir un paso de cultivo de pretratamiento, en el cual los explantes se colocan inicialmente en una caja de petri en la superficie de un medio de agar con sales básicas y azúcar, pero sin hormonas.

Si los explantes contienen sustancias fenólicas o de otro tipo, que exudan de la superficie cortada e inhiben el desarrollo, para evitar tales efectos se puede añadir al medio de cultivo carbón, ácido ascórbico, ácido cítrico u otra sustancia. También puede resultar útil el empleo de antioxidantes (ácido ascórbico y ácido cítrico) en el lavado preliminar. El empleo de un medio líquido en las etapas iniciales y los cambios frecuentes durante varios días pueden lixiviar el material.

ETAPA I: ESTABLECIMIENTO

La función de esta etapa es establecer al explante en el medio de cultivo e inducir el desarrollo de brotes múltiples para multiplicación posterior, lo cual puede implicar: (a) estimular la for-

mación de brotes axilares, (b) la iniciación de brotes adventicios en brotes, hojas, escamas de bulbos, escapos florales, cotiledones y material similar o (c) la iniciación de formación de callo en superficies cortadas. En consecuencia, el medio a seleccionar varía con la especie, la cultivar y el tipo de explante que se vaya a usar. El medio básico (BM) incluye los ingredientes enumerados en la Tabla 17-1, más sucrosa y a veces adenina y otros complementos. El control del desarrollo se logra manipulando las concentraciones de auxina y citokinina. Si se desean brotes axilares, se emplea una concentración moderada de citokinina (BA, kinetina o ZiP) (0.5 a 1 mg/L). La concentración de auxina debe mantenerse muy baja (0.01 a 0.1 mg/L) u omitirse por completo.

Para obtener el desarrollo de brotes adventicios en explantes (tallos separados, hojas, escamas de bulbos, cotiledones, escapos florales y similares) se necesita una concentración de citokinina algo más elevada. Para la formación de callo, también se necesitan mayores concentraciones de auxina, pero debe ajustarse a la concentración apropiada de citokinina. Usualmente se necesitan de 4 a 6 semanas para completar la Etapa I y producir explantes listos para la Etapa II.

Para otros tipos de regeneración, como embriogénesis u organogénesis a partir de callo, las técnicas básicas son similares a las descritas antes. Las diferencias están en la selección del explante, los ingredientes del medio y la concentración de hormonas.

ETAPA II: MULTIPLICACIÓN

En la etapa de multiplicación, cada explante se ha desarrollado a formar un macollo de brotes que salen de una masa basal común, expandida de tejido de tipo callo. Ahora esta estructura se divide en propágulos separados, que se trasplantan a un medio de cultivo fresco.

El tipo de medio que se use depende de la especie, cultivar y tipo de cultivo. De ordinario es esencialmente el mismo que se usó en la Etapa I, pero a menudo se aumenta la concentración de citokinina. A falta de instrucciones específicas, es necesario experimentar para ajustar las concentraciones de manera de optimizar la tasa de multiplicación y la producción de plantitas uniformes. (3, 16, 45) Los propágulos se sacan de los recipientes en que han pasado la Etapa I y se colocan en otros recipientes con un medio fresco.

El tamaño óptimo del propágulo y el medio de cortarlos y separarlos varía en las diferentes especies. Generalmente existe una masa crítica de tejido que debe alcanzar el explante, en la cual se pueden hacer cortes de un tamaño que se obtengan una producción rápida y uniforme en la transferencia siguiente. La división se puede hacer en sentido vertical cortando la masa de callo en secciones, conservando en cada una de ellas una parte de la sección basal. En algunos casos, es posible que se desarrolle un brote dominante que inhibe el alargamiento de otros. El nuevo cultivo se hace cortando los brotes y transfiriendo la base a un nuevo medio de cultivo. La colocación de los brotes alargados en posición horizontal sobre el agar funciona como un tipo de acodamiento y a menudo estimula el desarrollo de brotes laterales.

El número de propágulos que se obtienen en cada transferencia varía de 5 a 25 o más por explante. Las etapas de multiplicación pueden repetirse varias veces para aumentar la provisión de material hasta cierto número, para su enraizamiento y trasplante posterior.

En ocasiones, durante estas etapas de multiplicación aparecen propágulos fuera de tipo, dependiendo de la clase de planta y el método de regeneración. En algunas plantas, como el helecho de Boston, para evitar esa ocurrencia se recomienda limitar la fase de multiplicación a sólo 3 propagaciones.

ETAPA III: PRETRASPLANTE

El propósito de la tercera etapa es preparar a las plantitas para trasplantarlas del medio artificial heterótrofo del tubo de ensaye a una existencia de vida libre autótrofa en el invernadero y luego en su sitio definitivo. Esta preparación puede implicar el enraizamiento, pero también implica un cambio en la fisiología de las plantitas que estimula la fotosíntesis, la absorción de agua y nutrientes por las raíces y la resistencia a la desecación y a los organismos patógenos.

En esta etapa, los propágulos se pueden manejar en 3 formas básicas:

1. Se pueden hacer estacas individuales y plantarse directamente en un medio de enraizamiento, bajo niebla o con humedad elevada, con o sin tratamiento con hormonas que estimulan el enraizado. Todos los remanentes del medio de cultivo de agar se deben lavar de las estacas individuales para quitar una fuente potencial de contaminación.
2. Se pueden volver a cultivar propágulos individuales en nuevos recipientes, en un medio de cultivo reduciendo u omitiendo la citokinina, con un incremento en la concentración de auxina y a menudo reduciendo el contenido de sales inorgánicas. En algunas especies de plantas, en esa forma se desarrollan con rapidez raíces en los propágulos y puede presentarse un mejor desarrollo de los pelos radicales en un medio líquido aerado que en uno de agar. En otras plantas el enraizamiento es mejor si el propágulo se mantiene sólo 1 o 2 días en el medio con auxina y luego se transfiere a otro que no contenga auxina. O bien, el propágulo puede simplemente ser sumergido inmediatamente en una solución de enraizamiento (auxina) e insertado directamente en un medio libre de auxina.
3. El tercer método consiste en introducir entre la Etapa II y la Etapa III una fase de "alargamiento", colocando los propágulos en un medio de agar durante 2 a 4 semanas, sin citokinina (o con concentraciones muy bajas de la misma) y, en algunos casos, añadiendo (o aumentando) ácido giberélico. Después los propágulos se manejan como se describió antes en los métodos 1 o 2.

La selección de propágulos uniformes y la eliminación de las plantitas, evidentemente anormales, aberrantes o enfermas debe hacerse al inicio de la Etapa III. (3) En ocasiones las plantas que se cultivan se deterioran con el tiempo, pierden hojas, no crecen, desarrollan quemadura de las puntas, entran en letargo o pierden potencialidad de regeneración. (3) Las plantas de especies que tienen exigencias inherentes, de letargo o reposo, es probable que necesiten someterse a enfriamiento para estimular el nuevo desarrollo y alargamiento. (3)

ETAPA IV: TRASPLANTE

Las plantas enraizadas, o sin enraizar, se sacan del recipiente de cultivo, se lava por completo el agar que llevan adherido, para remover una fuente potencial de contaminación y se trasplantan a una mezcla de suelo estándar, pasteurizada, en macetas pequeñas en una forma más o menos convencional. Inicialmente se debe proteger a las plantitas de la desecación colocándolas en una tienda sombreada, con alta humedad o bajo niebla. Pueden necesitarse varios días para que se formen nuevas raíces funcionales. (55)

Una vez que las plantitas se han establecido en el medio de enraizamiento, se les debe exponer en forma gradual a una humedad menor y a mayor intensidad de luz. Es posible que como parte del proceso de establecimiento haya que superar cualquier condición de letargo o reposo que desarrolle la planta.

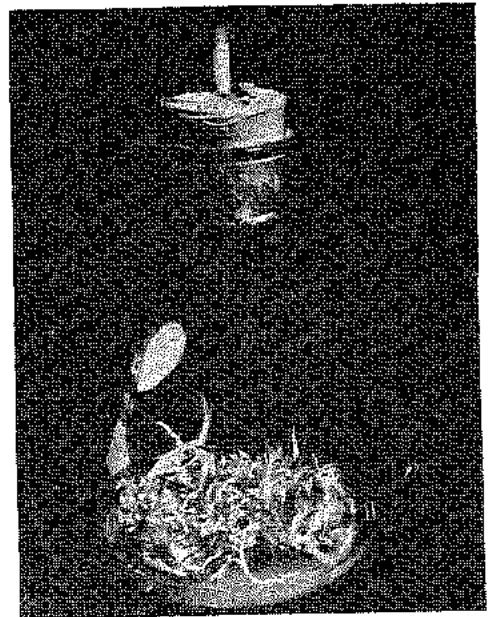
EJEMPLOS DE METODOS PARA EL MANEJO DE ESPECIES REPRESENTATIVAS**Orquídeas****CULTIVO DE SEMILLAS**

Las semillas de las orquídeas son extraordinariamente pequeñas. Se ha estimado que una sola vaina de *Cattleya* produce alrededor de unas 30 000 semillas. En un método de cultivo por semilla, las semillas se pueden sacar de la vaina cuando están alrededor de 60% maduras y no se rajan. La vaina se sumerge en alcohol o en otro desinfectante. Se abre la vaina bajo condiciones estériles y las semillas se separan asépticamente.

Sin embargo, el método usual es remover las semillas del fruto maduro cuando la dehiscencia se efectúa en forma natural y se les trata con un desinfectante, como hipoclorito de calcio o de sodio. (25, 34, 35, 51, 53) En un frasco pequeño se coloca una cantidad reducida de semilla y se cubre con hipoclorito de calcio o de sodio en un volumen de 5 a 10 veces mayor que ellas agregando 1 gota o 2 de algún agente humectante. Las semillas se dejan en la solución durante 5 min (a veces algo más) agitándolas periódicamente. Al término de este tiempo, las semillas se habrán hundido al fondo del frasco. Se vacía el desinfectante con todo cuidado y se agrega agua estéril hasta la mitad del recipiente. Se agita suavemente unas cuantas veces y se vacía el agua que contiene las semillas en el frasco de germinación, de tal manera que se extienda en la superficie del medio de agar estéril. Un procedimiento alternativo es sacar las semillas con un lazo de anillo de platino, como se hace en los estudios de bacteriología, o con una espátula.

El medio de cultivo contiene de 1.0 a 1.5% de agar. La germinación se hace notoria en unas cuantas semanas. Para el cuarto o sexto mes, las plantitas deben trasplantarse a un nuevo frasco con medio estéril (Fig. 17-3). Alrededor de 1 año después de sembradas, las plantas jó-

Fig. 17-3 Plántulas de orquídea que están creciendo asépticamente en un medio de agar. Las plántulas están listas para trasplantarse.



venes se cambian a recipientes más grandes para que crezcan en el invernadero. Es posible que para obtener una planta en flor se necesiten 7 o más años.

CULTIVOS DE PROTOCORMOS

En el cultivo de protocormos, se separa un brote vegetativo en crecimiento activo, se quitan las hojas externas, la sección bulbosa (protocormo) se sumerge en alcohol, se remoja en una solución de hipoclorito de calcio durante 15 a 20 min y luego se lava con agua estéril. (25, 51, 53, 68) Se quitan las hojas exteriores para exponer el ápice del tallo. Luego, se separa una sección de la punta y se coloca en un medio nutriente, que puede tener como sostén agar o papel filtro, o bien, ser líquido. En el transcurso de 4 a 6 semanas, el brote prolifera para producir un pequeño protocormo redondo, similar al que se produce cuando germina una semilla de orquídea. (Véase Fig. 17-4.)

Para la Etapa II, se saca el protocormo del frasco y se corta en 8 a 10 partes, que se replantan por separado en su propio medio. El proceso se repite con intervalos mensuales a medida que las porciones adicionales de protocormo siguen creciendo. Mediante las transferencias mensuales y la división consecutiva, con este proceso de multiplicación se puede obtener una gran cantidad de material de cultivo de cualquier clon en un tiempo relativamente corto.

En un procedimiento altemo de multiplicación, la punta de tallo se coloca en un medio líquido en el cual es continuamente agitado en un aparato sacudidor o hecho girar en una rueda. En estas condiciones se continúan desarrollando nuevas protuberancias laterales y se separan para un nuevo cultivo cada 3 o 4 semanas. La producción de protocormos continúa en tanto continúe el sacudimiento o la rotación, o si se están cortando y volviendo a cultivar. Cuando se desean nuevas plantas con raíces y brotes para la Etapa III, se colocan trozos individuales en el medio de agar, se continúa sacudiéndolos y se dejan crecer las plantas sin hacer nuevos cultivos. En un lapso de 8 meses, las hojas y las raíces estarán bien desarrolladas y las plantas jóvenes se sacan de los frascos y se plantan. Como las plantas ya están en la fase adulta, en 2 años debe obtenerse una planta con flor.

Helechos

CULTIVO DE ESPORAS

Las esporas de varias especies se pueden esterilizar y sembrar en agar nutriente. La germinación en sí de las esporas puede ser favorecida usando un medio libre de nutrientes, pero el crecimiento del protalo mejora con la adición de sales inorgánicas y sucrosa. (33)

Un sistema completo de cultivo aséptico ha sido descrito como sigue: (26) Las esporas de helecho se colocan en una solución de Clorox® al 2% y se centrifugan. Se recupera el peridigón, se vuelve a suspender y a centrifugar varias veces. Las esporas así tratadas se distribuyen en listas en un medio de cultivo (sales MS, 3% de sucrosa, tiamina y 0.8% de agar). Después de una incubación de 20 días a 27 °C en luz, el tejido del gametofito se divide, se vuelve a sembrar y se deja crecer 30 días. Entonces, se pueden moler en una licuadora de cocina un gramo del tejido de gametofito en 200 ml de solución de sales MS al 50% (1/2). Sobre suelo estéril se depositan aproximadamente 50 ml de la solución. El manejo subsecuente se hace con los métodos convencionales.

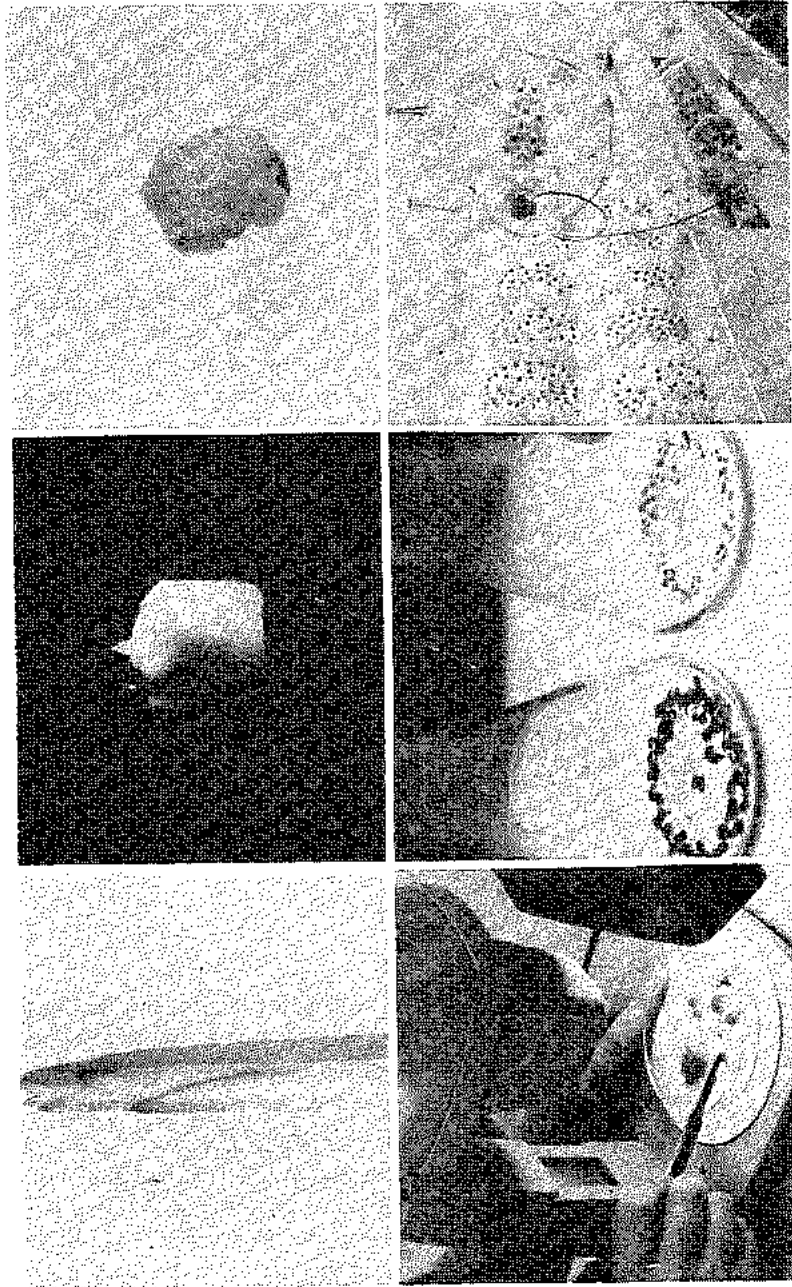


Fig. 17-4 Pasos seguidos en la producción asexual de arqueófitas *Cymbidium*. A este procedimiento se le conoce como "mericlona". *Filera superior* (izquierda a derecha): brote en crecimiento, fuente del meristema; meristema apical del brote, separado; cuerpos de tipo protocormos, después de que han crecido en el medio nutritivo y antes de dividirlos. *Segunda fila* (izquierda a derecha): división de cada estructura de tipo protocormo en varias partes; antes y después de la división; ruedas giratorias que llevan los meristemas divididos, puestos en soluciones nutritivas para su crecimiento y evitar la polaridad de raíz tallo.



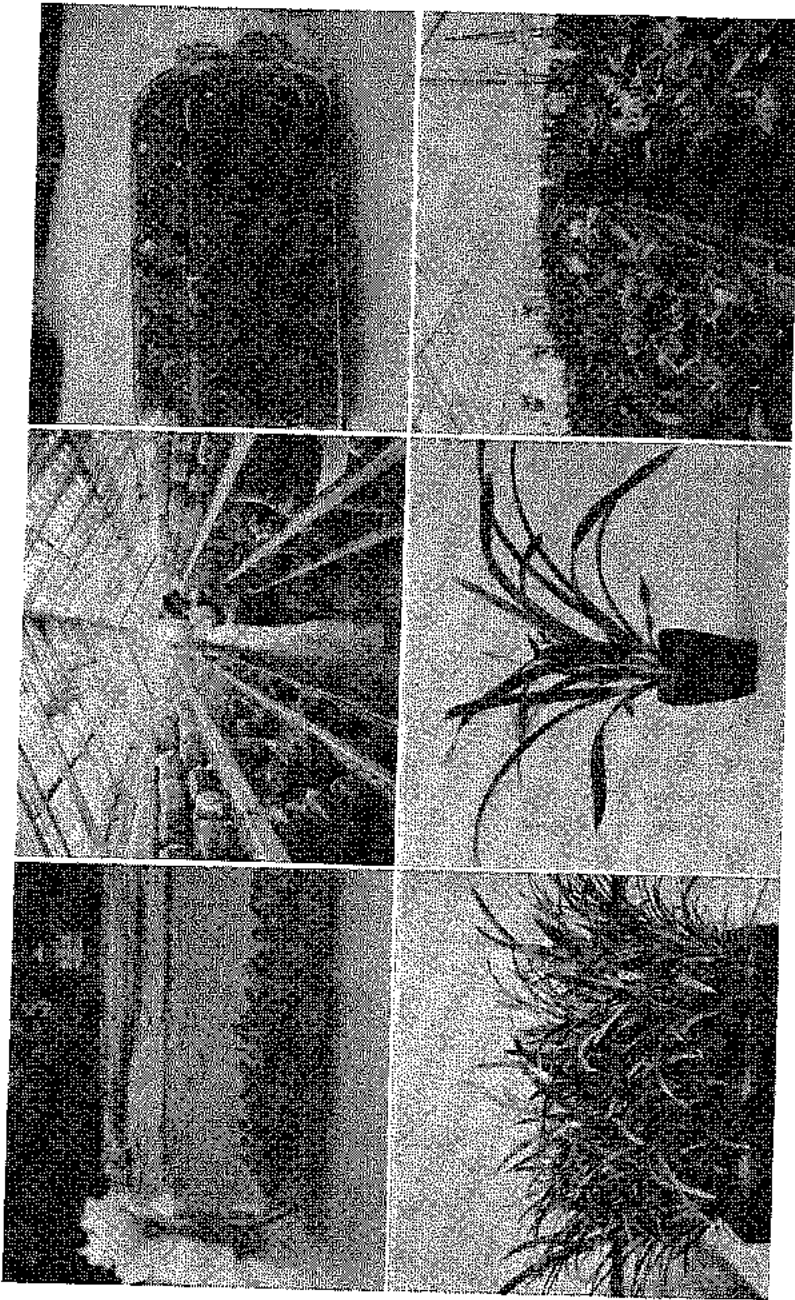


Fig. 17-4 (Continuación) Tercera hilera (izquierda a derecha): material de tipo protocormo colocado en agar nutritivo para la proliferación del crecimiento y el desarrollo de raíces y tallos; invernadero lleno de frascos para que crezcan hasta el tamaño de planta; plantas bien desarrolladas de tamaño suficiente para colocarse en cajas. Hilera inferior (izquierda a derecha): plantas de orquídeas bien desarrolladas, listas para pasarse a macetas; orquídea *Cymbidium* creciendo en una maceta, originada de un cuerpo tipo protocormo dividido; local para el desarrollo de las orquídeas, con plantas que están empezando a florecer. Cortesía Richard Smith, Rod McLellan Co., South San Francisco.

Tabla 17-3 Medios de cultivo para orquídeas.

(A) Medio G* de Knudson para cultivo de semillas

$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	1000 mg/L	$\text{MnSO}_4 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	7.5 mg/L
$(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$	500 mg/L	$\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	25.0 mg/L
$\text{KH}_2\text{PO}_4^{\text{h}}$	250 mg/L	Sucrosa	2%
$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	250 mg/L	Agar	1.5%

(B) Medio de Wimber para protocormos (*Cymbidium*)

KNO_3	0.525 g/L	Tartrato férico	0.03 g/L
CaHPO_4	0.200 g/L	Triptona	2.0 g/l
KH_2PO_4	0.250 g/L	Sucrosa	2.0 g/l
$(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$	0.500 g/L	Agar *	12.0 g/l
MgSO_4	0.250 g/L		

* Agregue elementos menores; el hierro también puede ser proporcionado por otros medios (véase Tabla 17-1).

h Puede ser modificado, reemplazándolo con 18 ml de un amortiguador de fosfato de potasio preparado, combinando 97.5 mg de solución 0.1 M de KH_2PO_4 (13.6 g/L) y 2.5 ml de solución 0.1 de K_2HPO_4 . Manténgase en pH 5.3. (64)

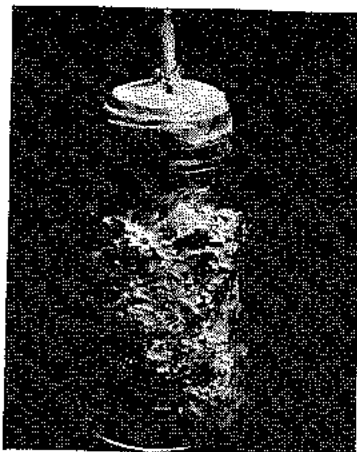
* Se puede omitir y usar el líquido en una rueda giratoria.

También se ha descrito un método modificado. (38, 63) Se agita durante 1 1/2 min una mezcla de una parte de esporas y 5 partes de solución de Clorox® al 5% y luego se hace pasar por un filtro de embudo Buchner con vacío, se enjuagan y después se someten durante 5 min a vacío de aire. Se dejan secar las esporas al aire en una campana estéril. Se derrite el medio (agar al 2% y nutrientes inorgánicos), se deja enfriar a aproximadamente 49 °C y se vacía en un molde pyrex para horno o en cajas de petri estériles. Las esporas se siembran en la superficie usando una criba de malla fina (270 mallas). A medida que se enfría el medio, la tensión superficial facilita la distribución uniforme de las esporas, las cuales se colocan en luz a temperatura ambiente. La germinación ocurre en 2 a 3 semanas y el trasplante al suelo se hace 2 o 3 meses después.

HELECHO DE BOSTON
(*NEPHROLEPIS EXALTIATA* "BOSTONIENSIS")

El helecho de Boston es una planta híbrida que no produce esporas viables y se propaga con lentitud por división de la corona, pero es una de las plantas más adaptables a la micropropagación y se puede propagar con tasas elevadas. Las plantas madres de invernadero es mejor cultivarlas en cestos colgantes, con riego por goteo para evitar el riego por arriba. Se separan de la planta puntas de estolones en crecimiento activo de 2.5 cm de largo y se colocan en agua corriente durante 1 h. Luego se tratan durante 20 min con solución de hipoclorito de calcio o de sodio al 5% (añadiendo un surfactante) y se enjuagan 3 veces en agua estéril. Se quitan las cubiertas foliosas y se hace un explante de 3 a 6 mm de la punta apical, la cual se inserta derecho en medio de cultivo de agar estéril.

Fig. 17-5 Plantita de helecho de Boston (*Nephrolepis exaltata* "Bostoniensis") en cultivo. Lista para trasplantarse a la Etapa III.



En la Etapa I se usa un medio MS que contenga sucrosa (3%) y gar (0.8%). El pH es de 5.7, la temperatura de 27 °C y la luz de 1000 lux durante 16 h al día. Después de 2 a 3 meses se dividen las plantas.

En la Etapa II, el medio MS se modifica para incluir kinetina (2.0 mg/L), NAA (0.1 mg/L) y una mayor cantidad de fósforo (NaH_2PO_4 , 255 mg/L). Una modificación alterna es usar IAA (2 mg/L), kinetina (0.04 mg/L) y BAP (1.126 mg/L). (10) La luz se aumenta a 3000 lux. Se puede hacer un nuevo subcultivo cada 6 semanas, con 5 o 6 plantitas por cultivo. En cualquier secuencia de operaciones no se recomiendan más de 3 subcultivos, (14, 44) para evitar la producción de plantas aberrantes (Fig. 17-5).

En la Etapa III se utiliza el mismo medio que en la Etapa I, pero se aumenta la intensidad de la luz. Al final de 6 semanas, los cultivos se dividen y las plantitas, que tal vez tengan menos de 13 mm de altura se plantan en una mezcla de suelo pasteurizada, en macetitas de celdas y durante unas 2 semanas se protegen de la desecación en tiendas con humedad elevada. Luego se pueden cambiar al invernadero abierto. Después de 6 a 8 semanas se pueden trasplantar a macetas pequeñas en las cuales crecen hasta alcanzar su tamaño comercial.

Violeta africana (*Saintpaulia ionantha*)

Tradicionalmente, la violeta africana se propaga por estacas de hoja. Sin embargo, se puede micropropagar empleando varias técnicas de cultivo de tejidos. En condiciones hormonales adecuadas, la regeneración se puede efectuar de explantes tales como pecíolos, (5, 24) partes de hojas, (13, 58) o hasta de células epidérmicas. (66)

Comercialmente se utiliza el siguiente procedimiento: Las hojas maduras se separan y se lavan con un detergente, luego se esterilizan durante 15 min en una solución de 1 a 2% de hipoclorito de sodio (más surfactante), siguiendo con 4 a 5 enjuagues en agua estéril. Se descartan los márgenes de las hojas y el resto de la misma se corta en cuadros de 10 mm por lado. Cada trozo se coloca por el envés en un medio nutriente de agar estéril.

En las Etapas I y II, un medio básico MS se complementa con $\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ (170 mg/L), IAA (2 mg/L), BA (0.8 mg/L), sucrosa (3%) y agar (0.9%). Las condiciones de crecimiento comprenden temperatura de 27 °C y luz de 1000 lux durante 16 h al día. Los brotes se de-

sarrollan de 30 a 60 días. La adición de sulfato de adenina a razón de 125 mg/L estimula la formación de brotes. (58)

En la Etapa III, el enraizamiento se efectúa con facilidad en el mismo medio usado en las Etapas I y II, pero omitiendo las hormonas. Algunos (58) han recomendado la adición de IAA a razón de 10 mg/L. Se pueden trasplantar a una mezcla de suelo pasteurizada, protegiéndolas con sombra. La floración ocurre en 3 a 6 meses.

En un método alternativo (5) se colocan secciones transversales del pecíolo en un medio básico MS usando la siguiente concentración de hormonas: NAA (0.1 mg/L) más BA (0.01 mg/L) en las Etapas I y II. El enraizamiento es inducido colocando los cultivos en una luz de intensidad baja (500 a 10 000 lux) durante 2 semanas.

Rhododendros (*Rhododendron* spp.)

Los rododendros se han utilizado con éxito en la micropropagación (1, 2, 37, 41) y proporcionan un modelo para otras especies leñosas (Fig. 17-6). Para la preparación de explantes se usan brotes cortos, suaves, que han completado una etapa de crecimiento pero que no tengan la yema terminal formada. Se quitan todas las hojas, excepto las más pequeñas y el brote apical se recorta a dejarlo de 1 a 1.5 cm de largo. Los brotes se lavan en agua jabonosa y luego se

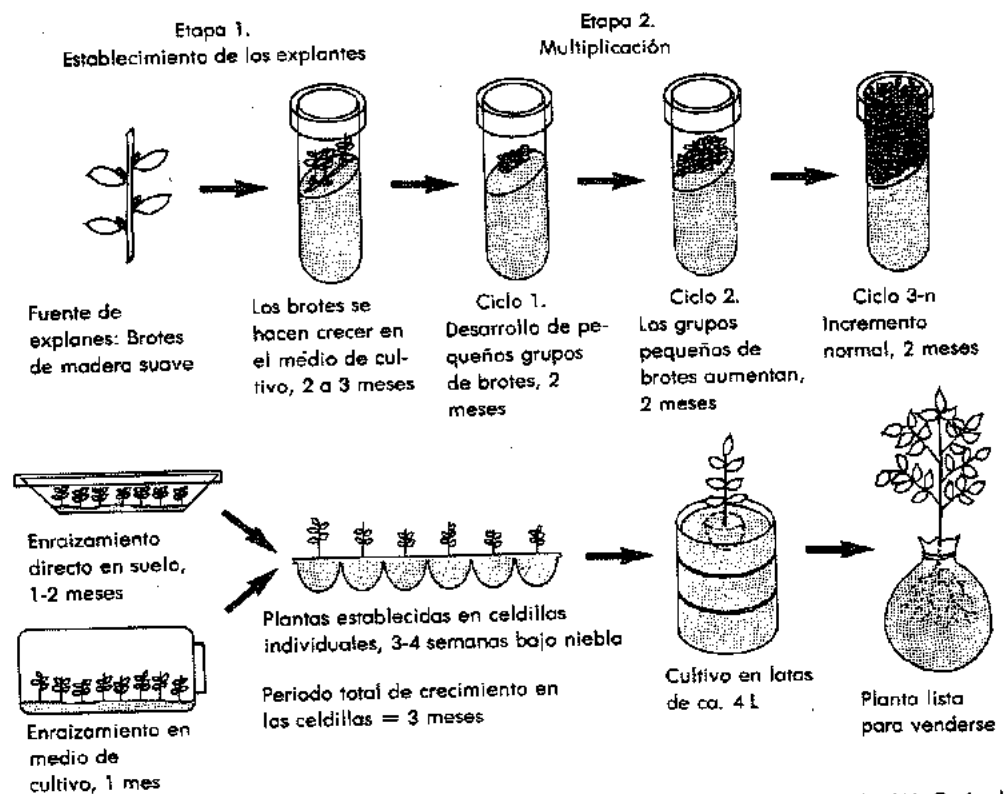


Fig. 17-6 Secuencia de operaciones en la propagación de rododendros. Cortesía, W. C. Anderson. (2)

colocan durante 10 a 15 min en una solución de hipoclorito de sodio al 2 %, agitándolos y, en seguida, se enjuagan. Se recorta la base y los pequeños microexplantes se colocan en tubos de ensayo de 25 × 150 mm. Las operaciones de cultivo se efectúan con la secuencia que se detalla a continuación:

Etapa I: Establecimiento. Se usa el medio de Anderson en forma líquida (5 ml/tubo) con la adición de sales inorgánicas, al 50 % de la concentración, sucrosa (3 %), 2iP (2 mg/L) y IAA (0.5 mg/L). En el transcurso de 2 a 8 semanas se desarrollan brotes axilares de 1 a 2 cm de largo, que se cortan y transfieren a medida que crecen.

Etapa II: Primer subcultivo. En el primer subcultivo se sigue usando el mismo medio, pero se añade agar y se incluye 2iP (1.5 mg/L) e IAA (4 mg/L). A medida que salen nuevos brotes, aparentemente (cuando menos en parte) en forma adventicia, se cortan secciones de 2.5 cm, eliminando gradualmente al explante original de tallo. Los nuevos brotes se transfieren a medio de cultivo fresco. Al principio, las transferencias pueden hacerse cada 2 semanas, pero después se espacian entre sí de 6 a 8 semanas.

Etapa II: Segundo subcultivo. En el segundo subcultivo se utiliza el mismo medio, pero se varía el 2iP de entre 1 a 15 mg/L y el IAA de 0.5 a 4 mg/L, dependiendo de la cultivar. Es posible obtener de 20 a 40 brotes por cultivo cada 2 meses.

Etapa III: Pretrasplante. Se puede seguir cualquiera de 2 procedimientos. En uno de ellos, se separan los brotes y se hacen enraizar directamente en una mezcla de suelo pasteurizado, en una cámara cubierta o bajo niebla. En el otro, los brotes propágulos se transfieren a un medio estéril, pero se omiten el 2iP, el IAA y la KI, se reduce la cantidad de sales inorgánicas a 1/3 y se añade carbón activado (600 mg/L). La adición de IBA (0.5 mg/L) puede inducir el enraizamiento en un mes. En todos los casos el pH debe ser de 4.5.

Etapa IV: Trasplante. Las plantas se hacen enraizar y crecer en una mezcla de suelo porosa (por ejemplo, serrín, musgo turboso, perlita, piedra pómez, vermiculita y fertilizantes) en una zona con humedad elevada. (55) Las plantas tiernas están expuestas tanto al ataque de organismos patógenos como a la toxicidad de los fungicidas, de tal manera que los tratamientos fungicidas se deben ajustar cuidadosamente. Las plantas se deben espaciar para evitar que estén demasiado juntas, reduciendo con ello los problemas de enfermedades y de crecimiento lento. Las plantas están listas para la venta en un periodo de 6 a 12 meses.

Yemas florales. En los rododendros también se han usado con éxito como explantes flóru-las tomadas de las yemas florales. (43) Las flóru-las se pueden esterilizar con más facilidad que los explantes y producen brotes con facilidad en un medio AND con 2iP (5 a 15 mg/L) e IAA (1 a 4 mg/L). Enraizan en subcultivos posteriores en un medio en el que se omite el 2iP, pero se añade 1 g/L de carbón activado.

Manzano (*Malus pumila*)

Es posible efectuar la micropropagación tanto de patrones (11, 18, 29, 56) (Fig. 17-7) como cultivares fructíferos (71) si se presta atención cuidadosa a los requerimientos de cada etapa. Los explantes pueden tomarse ya sea de brotes en crecimiento activo o de meristemas de yemas durmientes pero no en reposo. Se han descrito tres procedimientos:

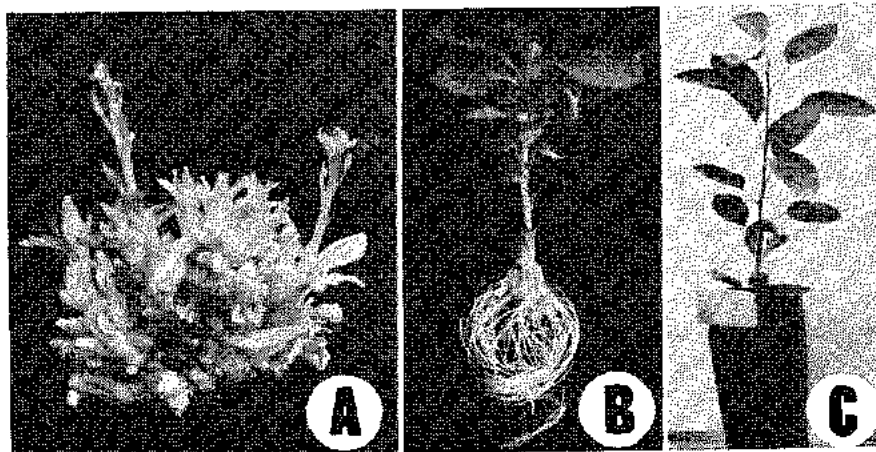


Fig. 17-7 Propagación de patrones de manzano por proliferación de puntas de tallo. (A): brotes proliferantes en la Etapa II. (B): planta enraizada lista para el trasplante. (C): manzano después de trasplantado. Cortesía, Dr. Lona Snir y Dr. A. Erez. (56)

1. Los brotes se enjuagan en agua con detergente durante 5 min, agitando; se enjuagan 2 o 3 veces con agua estéril, se tratan con hipoclorito de calcio a la mitad de su concentración más detergente, durante 20 min y se enjuagan de nuevo en agua destilada estéril. (71)
2. En otro procedimiento, (32) se usa para la esterilización un tratamiento con hipoclorito de sodio en 2 pasos. Los brotes primero se sumergen en detergente y luego en hipoclorito de sodio (al



Fig. 17-8 Cultivo *in vitro* de puntas de tallo de patrones de injerto y cultivares de manzano. Los brotes se hacen enraizar en agar, en frascos de vidrio, bajo luz en una cámara de crecimiento controlada.

- 0.14%) durante 1 min. Se enjuagan en 3 cambios de agua estéril y se colocan en un medio de cultivo. Al día siguiente, los brotes se tratan de nuevo con una solución de hipoclorito de sodio al 0.4% durante 40 min.
3. Las yemas durmientes se agitan durante 10 min en alcohol al 95% más detergente, durante 20 min en hipoclorito de calcio concentrado y luego se enjuagan con agua estéril. Las yemas se disecan quitando las escamas de las yemas y los primordios secuencialmente para exponer el punto de crecimiento. Se separa la punta meristemática y se planta teniendo especial cuidado de evitar la desecación.

Etapa I: Establecimiento. Se han usado con éxito varios procedimientos. (a) En uno de ellos, (12) se ha incluido un paso de precondicionamiento cultivando la punta de tallo en un medio simplificado, en una caja de petri, durante una semana antes de su transferencia. (b) Un segundo procedimiento (71) consiste en cultivar las puntas de tallo hasta una longitud de 10 a 15 mm en 15 ml de un medio líquido MS giratorio, en matraces Erlenmeyer de 125 mm durante 2 a 4 días y luego transferirlos a un medio de agar en el cual se plantan horizontalmente hasta la mitad de su grosor. (c) Se usa un medio de agar durante 4 a 8 semanas. (67) (d) Durante las primeras 4 a 8 semanas se puede usar polivinilpirrolidina (PVP) en el medio de agar. (56) El medio usado ha incluido BA (1 mg/L), IBA (0.1 a 1 mg/L) y GA (0.1 a 0.5 mg/L).

Etapa II: Multiplicación. Se utiliza el mismo medio descrito para la Etapa I, siendo necesario hacer multiplicaciones cada 3 a 4 semanas. Se ha logrado obtener una proliferación muy mejorada colocando brotes pequeños en líquido, usando 10 ml por frasco de 100 ml y agitando los durante 4 días antes de colocarlos en un medio sólido. (56)

Etapa III: Pretrasplante. (Fig. 17-8) El enraizamiento se logra reduciendo a la mitad el contenido de sales inorgánicas, aumentando la concentración de auxina y omitiendo la citoki-

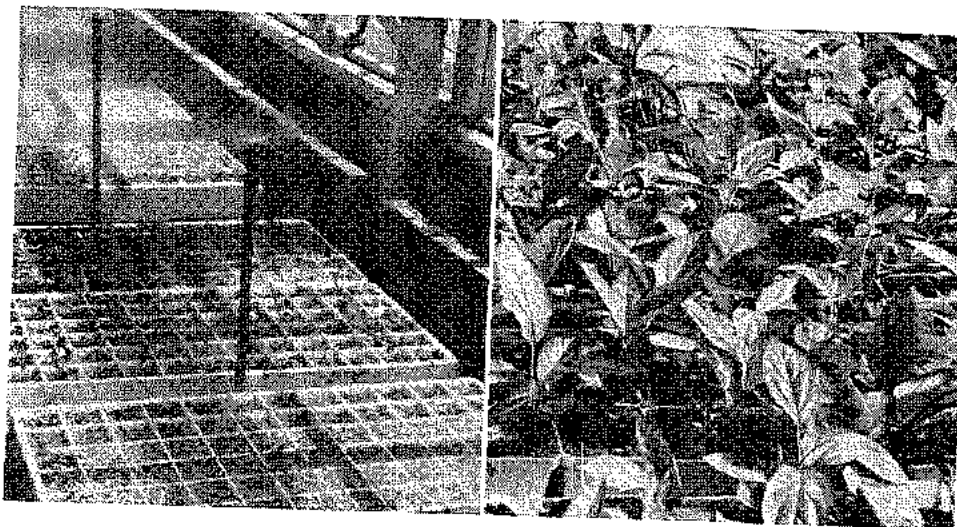


Fig. 17-9 Producción *in vitro* de patrones de injerto y cultivares de manzana utilizando puntas de tallo. Izquierda: los brotes enraizados son trasplantados a un medio poroso y colocados bajo niebla. Derecha: las plantitas enraizadas son endurecidas en el invernadero para después pasarlas al vivero.

nina y el GA. En algunos casos la adición de floroglucinol (32) ha sido útil para reducir el enclasicamiento, el cual puede constituir un problema con ciertas concentraciones de auxina y en ciertas cultivares. (29, 31, 67) Para la cultivar Granny Smith, difícil de hacer enraizar, fue necesario usar un medio líquido agitado continuamente. También el lesionado ha resultado útil. (57)

Etapas IV: Trasplante Después de sacarlas de los fracos de cultivo y antes de que puedan soportar las condiciones más secas del invernadero, es necesario que las plantitas desarrollen nuevos brotes y una buena cutícula (Fig. 17-9), (71) por lo cual, se les debe mantener bajo niebla o en condiciones de humedad elevada en un buen medio de enraice, tardando la formación de raíces unos 10 días.

BIBLIOGRAFIA

1. Anderson, W. C. 1975. Propagation of rhododendrons by tissue culture: Part 1. Development of a culture medium for multiplication of shoots. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:129-35.
2. ———. 1978. Rooting of tissue cultured rhododendrons. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:135-39.
3. ———. 1980. Mass propagation by tissue culture: Principles and practice. In *Proc. of the conf. on nursery production of fruit plants through tissue culture: Applications and feasibility*, R.H. Zimmerman, ed. U.S. Dept. of Agr. Sci. and Education Administration ARR-NE-11, pp. 1-10.
4. Anderson, W. C., and J. B. Carstens. 1977. Tissue culture propagation of broccoli, *Brassica oleracea* (italica group), for use in F₁ hybrid seed production. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 102(1): 69-73.
5. Bilkey, P. C., B. H. McCown, and A. C. Hildebrandt. 1978. Micropropagation of African violet from petiole cross-sections. *HortScience* 13(1):37-38.
6. Biondi, S., and T. A. Thorpe. 1981. Requirements for a tissue culture facility. In *Plant tissue culture: Methods and applications in agriculture*, T. A. Thorpe, ed. New York: Academic Press, pp. 1-20.
7. Boxus, P. 1978. The production of fruit and vegetable plants by *in vitro* culture: Actual possibilities and perspectives. In *Propagation of higher plants through tissue culture: A bridge between research and application*, K.W. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. U.S. Dept. of Energy, Tech. Information Center, pp. 44-58.
8. Boxus, P., and P. Druart. 1980. Micropropagation, an industrial propagation method of quality plants true to type and at a reasonable price. In *Plant cell cultures: Results and perspectives*, F. Sala et al., eds. Amsterdam: Elsevier/North Holland Biomedical Press.
9. Boxus, P., M. Quoirin, and J. M. Laine. 1977. Large-scale propagation of strawberry plants from tissue culture. In *Applied and fundamental aspects of plant cell, tissue and organ culture*, J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 130-43.
10. Burr, R. W. 1975. Mass production of Boston fern through tissue culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:122-24.
11. Cheng, Tsai-Ying. 1978. Clonal propagation of woody plant species through tissue culture techniques. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:139-55.
12. ———. 1978. Propagating woody plants through tissue culture. *Amer. Nurs.* 147(10): 7-8, 94-102.

13. Cooke, R. C. 1977. Tissue culture propagation of African violets. *HortScience* 12(6):549.
14. Crehan, M. J. 1980. Profitable tissue culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:38-40.
15. Damiano, C. 1980. Strawberry micropropagation. In *Proc. conf. on nursery production of fruit plants through tissue culture: Applications and feasibility*, R. H. Zimmerman, ed. U.S. Dept. of Agr. Sci. and Education Administration ARR-NE-11, pp. 11-22.
16. de Fossard, R. A. 1976. *Tissue culture for plant propagators*. Armidale, Australia: University of New England Printery.
17. de Fossard, R. A., and R. A. Bourne. 1977. Reducing tissue culture costs for commercial propagation. *Acta Hort.* 78:37-44.
18. Dunstan, D. I. 1981. Transplantation and post-transplantation of micropropagated tree-fruit rootstocks. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31: 39-45.
19. Fogh, J., ed. 1973. *Contamination in tissue culture*. New York: Academic Press.
20. Gamborg, O. L., and J. P. Shyluk. 1981. Nutrition, media, and characteristics of plant cell and tissue cultures. In *Plant tissue culture: Methods and applications in agriculture*, T. A. Thorpe, ed. New York: Academic Press, pp. 21-44.
21. Gamborg, O. L., and L. R. Wetter, eds. 1975. *Plant tissue culture methods*. Saskatoon, Canada: Prairie Regional Laboratory.
22. Gamborg, O. L., T. Murashige, T. A. Thorpe, and I. K. Vasil. 1976. Plant tissue culture media. *In Vitro* 12:473-78.
23. Ganzer, J. 1979. Commercial application of tissue culture in fruit production. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:401-3.
24. Harney, P. M., and A. Knap. 1979. A technique for the *in vitro* propagation of African violets using petioles. *Can. Jour. Plant Sci.* 59:263-66.
25. Hartmann, H. T., and J. Whisler. 1977. Micropropagation exercises in teaching plant propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:407-13.
26. Henny, R. J., J. F. Knauss, and A. Donnan, Jr. 1981. Foliage plant tissue culture. In *Foliage plant production*, J. Joiner, ed. Englewood Cliffs, N.J.: Prentice-Hall.
27. Holdgate, D. P., and J. S. Aynsley. 1977. The development and establishment of a commercial tissue culture laboratory. *Acta Hort.* 78:31-36.
28. Huang, Li-Chun, and T. Murashige. 1977. Plant tissue culture media: Major constituents, their preparation and some applications. *TCA Man.* 3(1):539-48.
29. James, D. J., and I. J. Thurbon. 1979. Rapid *in vitro* rooting of the apple rootstock M.9. *Jour. Hort. Sci.* 54(4):309-11.
30. Jones, J. B. 1979. Commercial use of tissue culture for the production of disease-free plants. In *Plant cell and tissue culture: Principles and applications*, W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 441-52.
31. Jones, O. P. 1979. Propagation *in vitro* of apple trees and other woody fruit plants: Methods and applications. *Sci. Hort.* 30:44-48.
32. Jones, O. P., C. A. Pontikis, and M. E. Hopgood. 1979. Propagation *in vitro* of five apple scion cultivars. *Jour. Hort. Sci.* 54:155-58.
33. Khoo, S. I., and M. B. Thomas. 1980. Studies on the germination of fern spores. *The Plant Propagator* 26:11-15.
34. Knudson, L. 1922. Nonsymbiotic germination of orchid seeds. *Bot. Gaz.* 73:1-15.
35. ———. 1951. Nutrient solution for orchids. *Bot. Gaz.* 112:528-32.
36. Kruse, P. F., Jr., and M. K. Patterson, Jr., eds. 1973. *Tissue culture: Methods and application*. New York: Academic Press.

37. Kyte, L., and B. Briggs. 1979. A simplified entry into tissue culture production of rhododendrons. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:90-95.
38. Lane, B. C. 1980. A procedure for propagating ferns from spores using a nutrient-agar solution. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:94-97.
39. Langhans, R. W., P. K. Horst, and E. D. Earle. 1977. Disease-free plants via tissue culture propagation. *HortScience* 12:149-50.
40. Lloyd, G., and B. McCown. 1980. Commercially feasible micropropagation of mountain laurel, *Kalmia latifolia*, by use of shoot-tip culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:421-27.
41. Ma, S. S., and S. O. Wang. 1977. Clonal multiplication of azaleas through tissue culture. *Acta Hort.* 78:209-15.
42. Matsuyama, J. 1980. Overview of tissue culture at K. M. Nursery. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:40-42.
43. Meyer, M. M., Jr. 1981. *In vitro* propagation of rhododendron from flower buds (abstract). *HortScience* 16(3):452.
44. Murashige, T. 1974. Plant propagation through tissue cultures. *Ann. Rev. Plant Phys.* 25:135-66.
45. ———. 1977. Plant cell and organ cultures as horticultural practices. *Acta Hort.* 78:17-30.
46. Murashige, T., and F. Skoog. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. *Phys. Plant.* 15:473-97.
47. Oglesby, R. P. 1978. Tissue culture of ornamentals and flowers: Problems and perspectives. In *Propagation of higher plants through tissue culture: A bridge between research and application*, K. M. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. U.S. Dept. of Energy, Tech. Information Center, pp. 59-61.
48. Oglesby, R. P. and R. E. Strode. 1979. Commercial tissue culturing at Oglesby Nursery. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:341-44.
49. Oki, G. 1978. Setting up a tissue culture system. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:344-48.
50. Quak, F. 1977. Meristem culture and virus-free plants. In *Applied and fundamental aspects of plant cell, tissue, and organ culture*, J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 598-615.
51. Rao, A. N. 1977. Tissue culture in the orchid industry. In *Applied and fundamental aspects of plant cell, tissue, and organ culture*, J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 44-69.
52. Reinert, J., and Y. P. S. Bajaj, eds. 1977. *Applied and fundamental aspects of plant cell, tissue, and organ culture*. Berlin: Springer-Verlag.
53. Smith, R. J. 1972. Orchid propagation by *in vitro* culture techniques. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 22:174-77.
54. Smith, S. H., and W. A. Oglevee-O'Donovan. 1979. Meristem-tip culture from virus-infected plant material and commercial implications. In *Plant cell and tissue culture: Principles and applications*, W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 453-60.
55. Smith, W. A. 1981. The aftermath of the test tube. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31:47-49.
56. Snir, I., and A. Erez. 1980. *In vitro* propagation of Malling Merton apple rootstocks. *HortScience* 15(5):597-98.
57. Sriskandarajah, S., and M. G. Mullins. 1981. Micropropagation of Granny Smith apple: Factors affecting root formation *in vitro*. *Jour. Hort. Sci.* 56(1):71-76.

58. Start, N. D., and B. G. Cumming. 1976. *In vitro* propagation of *Saintpaulia ionantha*. *HortScience* 11:204-6.
59. Stokes, M. J. 1980. Current aspects of commercial micropropagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:249-54.
60. Stoltz, L. P. 1979. Getting started in tissue culture: Equipment and costs. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:375-81.
61. Street, H. E., ed. 1977. *Plant tissue and cell culture* (2nd ed.). Botanical Monographs, vol. 11. Berkeley, Calif.: Univ. of Calif. Press.
62. Tisserat, B. 1981. Date palm tissue culture. U.S. Dept. Agr. Res. Ser., Adv. in Agr. Tech., Western Series No. 17, pp. 1-50.
63. Tjosvold, S., and A. Teasdale. 1980. Uniform fern spore dispersal on warm nutrient-agar solution. *The Plant Propagator* 26:11.
64. Vacin, E., and F. Went. 1949. Some pH changes in nutrient solutions. *Bot. Gaz.* 110:605.
65. Vasil, I. K. 1979. Plant tissue cultures in genetics and plant breeding. *Adv. in Gen.* 20:127-215.
66. Vasquez, A. M., M. R. Davey, and K. C. Short. 1977. Organogenesis in cultures of *Saintpaulia ionantha*. *Acta Hort.* 78:249-58.
67. Welander, M., and I. Huntrieser. 1981. The rooting ability of shoots raised *in vitro* from the apple rootstock A2 in juvenile and in adult growth phase. *Phys. Plant.* 81:36-41.
68. Wimber, D. E. 1963. Clonal multiplication of *Cymbidium* through tissue culture. *Amer. Orch. Soc. Bul.* 32:105-7.
69. Zilis, M., D. Zwagerman, D. Lamberts, and L. Kurtz. 1979. Commercial propagation of herbaceous perennials by tissue culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:404-13.
70. Zimmerman, R. H. 1979. The laboratory of micropropagation at Cesena, Italy. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:398-400.
71. Zimmerman, R. H., O. C. Broome. 1980. Apple cultivar micropropagation. In *Proc. of the conference on nursery production of fruit plants through tissue culture: Applications and feasibility*, R. H. Zimmerman, ed. USDA. ARR-NE-11, pp. 54-58.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- BOXUS, P. 1978. "In vitro" multiplication of woody species; round-table conference, Gembloux (Belgium), June 6-8, 1978. Gembloux: Service des Relations publiques.
- CONGER, B. V., ed. 1981. *Cloning agricultural plants via in vitro techniques*. Boca Raton, Fla.: CRC Press.
- DEBERCH, I. P., ed. 1977. Symposium on tissue culture for horticultural purposes, Ghent, Belgium, 6-9 September, 1977. *Acta Hort.* 78:1-459.
- DE FOSSARD, R. A. 1976. *Tissue culture for plant propagators*. Armidale, Australia: Univ. of New England Printery.
- GAMBORG, O. L., and L. R. WETTER, eds. *Plant tissue culture methods*. Saskatoon, Saskatchewan: National Research Council of Canada Prairie Regional Laboratory.
- INGRAM, D. S., and J. P. HELGESON. 1981. *Tissue culture methods for plant pathologists*. Oxford: Blackwell Scientific Publ.

INTERNATIONAL PLANT PROPAGATORS SOCIETY. Proceedings of annual meetings.

INTERNATIONAL PLANT TISSUE CULTURE SOCIETY. Newsletters.

REINERT, J., and Y. P. S. BAJAJ, eds. 1977. *Plant cell, tissue and organ culture*. Berlin: Springer-Verlag.

STREET, H. E., ed. 1977. *Plant tissue and cell culture* (2nd ed.). Berkeley: Univ. of Calif. Press.

THORPE, T. A., ed. 1981. *Plant tissue culture: Methods and applications in agriculture*. New York: Academic Press.

TISSERAT, B. 1981. Date palm tissue culture. *USDA Agr. Res. Ser., Adv. in Agr. Tech., Western Series* no. 17, pp. 1-50.

ZIMMERMAN, R. H., ed. 1980. *Proceedings of conference on nursery production of fruit plants through tissue culture: Applications and feasibility*. USDA Sci. and Education Administration ARR-NE-11.

PARTE V

**PROPAGACION
DE PLANTAS
SELECCIONADAS**

Métodos Importantes de Propagación y Patrones para las Especies Frutales y de Nueces

Pocas cultivares de las especies frutales o de nueces reproducen con fidelidad el tipo original cuando se propagan por semilla, por lo cual es necesario propagarlas usando un método asexual. La mayoría de las especies frutales y de nueces se propagan por injerto de púa o de yema en ciertos patrones que pueden ser plántulas, estacas enraizadas o plantas acodadas. En algunos casos, la propagación por estacas es el método más rápido y fácil de usar, pero exceptuando a unas cuantas especies frutales como la vid, higuera, olivo, membrillero, grosellero, uva crespada y granado, esas especies son difíciles de propagar por estacas, de tal manera que se recurre a otros métodos. Algunas, como el avellano, se propagan por acodamiento.

Aguacate (*Persea americana* Mill.). (16, 173) En California los árboles de vivero de aguacate se propagan comercialmente por injerto de yema en T, injerto de puntas (de ensamble o de empalme), (220) por injerto de cuña o de hendedura practicados en plantas obtenidas de semilla. En Florida y en algunos países del Caribe el injerto de yema en T se emplea ocasionalmente, pero la práctica de vivero es injertar púas de puntas maduras, ya sea como injertos de costado (o a veces enchapado de costado) o como injertos de hendedura en plántulas jóvenes suculentas. Para evitar el virus de la mancha de sol, las semillas (y la madera de injerto) debe tomarse de árboles madres que hayan sido registrados por las oficinas estatales de certificación como libres de enfermedades.

Por lo general las semillas se plantan poco tiempo después que se ha removido la pulpa, teniendo cuidado de no dejarlas secar, aunque se les puede almacenar durante 6 a 8 meses si se les empaca en musgo turboso seco y se mantienen a 5 °C con 90% de humedad. Para eliminar la infección por *Phytophthora cinnamomi* (podrición de la raíz del aguacate) las semillas se deben sumergir por 30 min en agua caliente (de 49 a 52 °C) antes de plantarlas. (249) La germinación de las semillas almacenadas se acelera removiendo las cubiertas café o cortando una pequeña tira antes de plantarlas. Las cubiertas de la semilla se pueden remover humedeciendo las semillas y dejando que se sequen al Sol. Si se emplea la raza mexicana que madura sus frutos en el otoño, las semillas se pueden colocar en camas a fines de otoño o a principios de invierno. Se les debe colocar con el extremo basal engrosado hacia abajo y justo a la profundidad suficiente para cubrir las puntas. Si se cultivan en una zona cálida, las semillas brotadas están

listas para pasarlas al vivero en la primavera siguiente. Para el verano o el otoño las plántulas tendrán en general tamaño suficiente para permitir injertarlas de yema en T, de no ser así, se les podrá injertar la primavera siguiente.

Es de mucha importancia seleccionar en forma adecuada la madera que se va a usar para injertar. Por lo general, las mejores yemas se encuentran cerca de los extremos terminales de ramas que han completado su ciclo de crecimiento con hojas coriáceas plenamente maduras. Las hojas se deben remover tan pronto como se tome la madera para las yemas para impedir la desecación.

De 4 a 6 semanas después del injerto de yema, las plántulas patrones se deben cortar de 20 a 25 cm arriba de la yema o doblarse unos cuantos centímetros arriba de la yema. La porción restante del patrón que queda arriba de la yema, no se corta sino hasta que los brotes de la yema han completado un ciclo de crecimiento. En general, las ramas nuevas se estacan y se amarran. Al secarlas para llevarlas a su lugar permanente, por lo regular es con cepellón envuelto en costal. Esto se hace justo después del primer o segundo ciclo de crecimiento de las yemas o a veces justo al principiar el primer crecimiento.

En años recientes, la propagación de aguacates en California ha cambiado a ser una operación efectuada en recipientes. Las semillas se plantan en bolsas de polietileno y las plántulas resultantes se injertan de hendidura o de incrustación alrededor de unos 9 cm arriba de la semilla, de 2 a 4 semanas después de la germinación. Las púas se toman de brotes terminales recién cortados que muestren yemas fuertes y gordas. Los recipientes de plástico, con los injertos, se colocan en bancos elevados en locales cubiertos con plástico, lo cual facilita la aplicación de los procedimientos sanitarios para evitar *P. cinnamomi*. Después de 4 a 6 semanas los injertos se cambian a un sombreadero con 50% de sombra para que endurezcan y luego se trasplantan a recipientes grandes para llevarse a un área de cultivo a la intemperie. (174)

En Florida se emplea el injerto de costado en plántulas jóvenes suculentas de las Antillas Occidentales. (136) Las plántulas, que se cultivan en recipientes de unos 4 L (1 gal), se injertan cuando tienen de 15 a 25 cm de altura y de 6 a 10 mm de diámetro. Las púas que se usan son brotes o ramas terminales de 5 a 7.5 cm de largo, con una yema terminal gorda, que se toman justo cuando reinician su crecimiento.

Es posible hacer enraizar estacas de madera semidura, tomadas de árboles maduros de raza mexicana, bajo niebla intermitente usando calor de 25 °C en el fondo, siempre que en una estaca de 20 cm de largo se retengan 7 o más hojas. Si las hojas se caen, cesa el enraizamiento. (184) Es difícil hacer enraizar estacas tomadas de árboles maduros de las razas guatemalteca o de las Indias Occidentales, pero puede lograrse su enraizamiento si se deja que las estacas se ahílen, esto es, se les deja crecer sólo en oscuridad completa. La porción terminal de un brote de ese tipo se desarrolla en la luz hasta que se formen de 3 a 5 hojas. Las ramas con las bases ahiladas se pueden separar y hacer enraizar en una caja de propagación. (61, 62) El empleo de hormonas no ha resultado benéfico. Los aguacates que se inician como estacas enraizadas finalmente forman árboles satisfactorios, pero, en general, su crecimiento en las etapas iniciales es malo.

Patrones para aguacate

Raza mexicana (P. americana var. drymifolia). En California se prefieren las plántulas de esta raza por su resistencia al frío y por su resistencia parcial a *Phytophthora cinnamomi*, a la clorosis inducida por cal y a *Dothiorella* y *Verticillium*. Sin embargo, son muy susceptibles a

ser dañados por la salinidad elevada. En Florida, donde para injertar se prefieren plantas de mayor diámetro, los tipos mexicanos se usan poco, debido a sus tallos delgados.

Raza guatemalteca (P. americana). Las semillas de esta raza se usan en California ocasionalmente cuando escasean las semillas mexicanas. A menudo las plántulas guatemaltecas son más vigorosas que las mexicanas, pero son más susceptibles a las enfermedades y a ser dañadas por el frío.

Raza de las Indias Occidentales (P. americana). En California las plántulas de esta raza están muy expuestas a helarse como para ser utilizadas en el comercio, pero se usan ampliamente en las condiciones de Florida. La semilla grande produce un brote del tamaño de un lápiz que es adecuado para injertarse de costado en dos a cuatro semanas después de la germinación.

Albaricoquero (*Prunus armeniaca* L.). Las cultivares de albaricoquero se propagan comercialmente por injertos de yema en T o de astilla sobre varios patrones del género *Prunus* obtenidos de semilla (plántulas). La práctica usual es injertar en otoño, pero también se pueden efectuar injertos en primavera y junio. Asimismo, se ha tenido éxito con injertos de banco. (44)

Patrones para el albaricoquero. (163, 214) Hay tres patrones comercialmente adecuados: plántulas de albaricoquero o de duraznero y en algunos casos plántulas de ciruelo miroblando. Las semillas de todas estas especies necesitan estratificación a baja temperatura (5 °C) antes de sembrarlas en primavera: de 3 a 4 semanas para el albaricoquero y de unos 3 meses para el duraznero y el ciruelo mirobalano. Para suelos buenos y bien drenados, se recomienda que las cultivares de albaricoquero se injerten en plántulas del mismo.

Albaricoquero (P. armeniaca). Las semillas de albaricoque pueden obtenerse de los patios de secado y de las enlatadoras. Aquellas de las cultivares "Royal" o "Blenheim" en California producen excelentes plántulas para patrones. En el este de los EUA, se recomiendan las plántulas de "Manchurian", "Goldcot" y "Curtis". Como la raíz del albaricoquero es casi inmune al nematodo de agalla de la raíz (*Meloidogyne* spp.), se recomienda usarlo como patrón donde haya este nematodo. Además, tiene cierta resistencia al nematodo de la lesión de las raíces. Es susceptible a la pudrición de la raíz (*Phytophthora* spp.) e intolerante de malas condiciones de drenaje del suelo. Las raíces del albaricoquero no son susceptibles a la agalla de la corona (*Agrobacterium tumefaciens*) como son las de durazno y ciruelo. Las raíces de las plántulas de albaricoquero son susceptibles al hongo de la raíz del encino y muy susceptibles a la marchitez por verticillium. Cuando se cultivan en suelos de migajón bien drenados, los albaricoqueros viven más tiempo y producen cosechas más abundantes que cuando se injertan en patrones de durazno o de ciruelo.

Durazno (P. persica). En California las plántulas de durazno resultan satisfactorias como patrones para las cultivares de albaricoque. Aunque el duraznero en sí es de vida corta, se conocen albaricoqueros injertados en durazno que han crecido satisfactoriamente durante 85 años. En huertos que no tienen riego o donde prevalecen condiciones de sequía, los albaricoqueros injertados en durazno crecen mejor que aquellos injertados en patrones de la misma especie. Las raíces de durazno no son tolerantes de suelos húmedos y crecen mejor en suelos ligeros o bien drenados. Si los árboles se van a plantar en un sitio en donde antes se habían cultivado duraznos, es mejor usar un patrón diferente debido a que los nuevos patrones de durazno no crecen bien en esos terrenos. En el este de los EUA y en Canadá hay cultivares de albaricoque

que muestran una definida incompatibilidad sobre raíces de durazno, de tal manera que no debe suponerse que todas las variedades de albaricoque prosperan bien sobre patrón de durazno. (22, 126)

Ciruelo mirobalano (*P. cerasifera*). Aunque existen huertos muy buenos y productivos de albaricoques injertados en este patrón, no se puede recomendar sin restricciones. En unos cuantos casos, los vientos fuertes han quebrado a los árboles en la unión de injerto y se han observado condiciones de necrosis (dieback). Los viveristas con frecuencia tienen problemas para iniciar albaricoques en patrones de mirobalano tales como que algunos árboles no llegan a crecer con rapidez y erectos o que forman uniones débiles o ásperas. Después de eliminar esos árboles más débiles, al parecer los restantes crecen satisfactoriamente. Este patrón es útil para el albaricoquero cuando los árboles se van a plantar en suelos pesados o en condiciones de excesiva humedad del suelo, que toleran los ciruelos mirobalanos. Una alternativa al uso de las plántulas de mirobalano es emplear el ciruelo "Marianna 2624", que tiene parentesco con el anterior, se propaga vegetativamente y al parecer los albaricoques prosperan bien en el mismo.

Algarrobo (*Ceratonia siliqua* L.). Este árbol subtropical, siempre verde usualmente se propaga por semillas, las cuales germinan sin dificultad cuando están recién cosechadas. Si las semillas se secan y sus cubiertas se endurecen, se les debe suavizar con agua caliente o con un tratamiento con ácido sulfúrico (véase Cap. 7). El trasplante de plántulas a raíz desnuda da malos resultados, de tal manera que las semillas se plantan en su lugar permanente o se inician en recipientes para trasplantarse después. Las plántulas se injertan de yema con cultivares selectas, teniéndose más éxito a fines de primavera. Las estacas se pueden hacer enraizar si se toman a mediados de primavera y se tratan con ácido indolbutírico, a razón de unas 7500 ppm (véase Fig. 9-20). El acodado aéreo practicado en verano tiene éxito.

Almendro (*Prunus dulcis* [Mill.] D.A. Webb. Syn. *P. amygdalus* Batsch). El almendro se propaga por injerto en T en patrones de plántula en otoño, primavera o en el mes de junio. (79) Con las estacas de tallo se ha tenido muy poco éxito.

Patrones para el almendro. Tradicionalmente se han usado plántulas de almendro. Para huertos de riego o donde los nematodos son un problema, se prefieren plántulas de durazno. En ciertas situaciones resulta valioso el patrón clonal "Marianna 2624". Los híbridos de almendro x durazno son un tipo de patrones para almendro que se han desarrollado recientemente.

Almendro (*P. dulcis*). Las plántulas de almendro son bastante satisfactorias en suelos profundos, bien drenados. Por lo común se usan las semillas de los tipos amargos o de ciertas cultivares comerciales como "Texas" ("Mission"). Las semillas de almendro requieren antes de la siembra unas tres a cuatro semanas de estratificación. Con frecuencia, los patrones de almendro no son satisfactorios en suelos mal drenados debido a su susceptibilidad a la pudrición de la corona (*Phytophthora* spp.) y a la agalla de la corona (*Bacterium tumefaciens*). Su tendencia al enraizamiento profundo es una ventaja en huertos sin riego o donde se presentan condiciones de sequía. Las plántulas de almendro toleran suelos ricos en cal, y de los patrones disponibles para almendro, son los menos afectados por las sales de boro. Las plántulas de almendro son susceptibles a los nematodos de la agalla y de la lesión de la raíz así como el hongo de la raíz del roble (*Armillaria mellea*). En Israel han desarrollado selecciones de almendro resistentes a los nematodos.

Durazno (*P. Persica*). Las plántulas de durazno se utilizan ampliamente como patrón del almendro en donde éste se cultiva de riego y hay nematodos. Cualquiera de los patrones de durazno es satisfactorio, pero los de uso más común son "Lovell" y "Nemaguard" (por su resistencia a los nematodos). Las raíces del durazno no son tan susceptibles a la agalla o a la pudrición de la corona como las de almendro. En tierras con riego, los almendros injertados en patrón de durazno crecen más aprisa en los primeros años y producen cosechas más abundantes en los primeros 15 a 20 años que aquellos injertados sobre almendro, pero estos últimos tienden a vivir más y finalmente pueden sobrevivir a los injertados en durazno.

Ciruelo "Marianna 2624" Este patrón clonal se utiliza en suelos pesados, húmedos, o en donde hay presentes el hongo de la raíz de roble o nematodos (a los que es inmune). Los árboles de almendro que se producen sobre este patrón son alrededor de una tercera parte más pequeños que aquellos injertados en otros patrones. No todas las cultivares de almendro son compatibles con este patrón; (119) entre las que son incompatibles se encuentran "Nonpareil", "Milow y "Kapareil".

Híbridos de almendro-durazno. (120) Son la primera generación filial del cruzamiento almendro x durazno. Se pueden producir poblaciones de plántulas debido al cruzamiento natural entre árboles adyacentes de las dos especies. Las plantas híbridas se identifican en el vivero por su alto vigor y aspecto intermedio entre los progenitores. Entre las combinaciones producidas se encuentran la del almendro "Titán" x el durazno "Nemaguard". Es posible lograr el enraizamiento de clones selectos usando estacas de madera dura tratadas con una hormona más un fungicida y luego plantándolas directamente en el vivero; también se puede emplear la micropropagación. Estos patrones se destacan por su vigor y por su excelente compatibilidad con las variedades que se les injerten. (253)

Arándano Agrio (*Vaccinium macrocarpon* Ait.). (39, 77) Esta planta siempreverde de tipo enredadera produce latiguillos rastroeros sobre los que crecen numerosas ramas erectas. La propagación se hace por estacas tomadas de los latiguillos o de las ramas erectas. El material para estacas se obtiene segando las guías al principio de la primavera antes de que se inicie el nuevo crecimiento. Las estacas se plantan directamente en su sitio permanente sin enraizamiento previo, a distancias de 15 a 27 cm en cada sentido. En cada mata se plantan en arena de 2 a 4 estacas, las cuales se hacen de 13 a 25 cm de largo y se entierran lo suficiente como para que sobresalgan sólo unos 2.5 cm. Un método más rápido para iniciar una ciénega de Arándano Agrio es repartir las estacas sobre el terreno y enterrarlas con una plantadora de discos de tipo especial. Esto se justifica sólo cuando hay material de estacas en abundancia y escasez de mano de obra para plantar las estacas a mano. El agua se aplica a la ciénega inmediatamente después de la siembra. Las estacas enraizan durante el primer año y crecen un poco, pero las plantas no empiezan a producir sino tres o cuatro años más tarde.

Arándano Azul, Mata alta (*Vaccinium corymbosum* L. y *V. australe* Small). (36, 43, 49, 197) Se utilizan estacas de madera dura en reposo. El arándano azul también se puede propagar por estacas de hoja con yema. La mayor parte de las plantas se cultivan en el vivero durante un año más, después del año de enraizamiento, y se venden como plantas de dos años para ser colocadas en su sitio permanente. Se ha tenido éxito en la micropropagación de algunas cultivares de arándano azul. (31)

Las cultivares de arándano azul se pueden propagar por injerto en T a mediados de verano en plantas procedentes de semilla (plántulas) o en estacas enraizadas. El arándano azul de ma-

ta alta se injerta con éxito en patrón de arándano azul de ojo de conejo (*V. ashei*), pudiendo aprovechar las ventajas de esta última especie respecto a su amplia adaptabilidad a diversos suelos y su vigor. (64)

Estacas de madera dura. El arándano azul no se multiplica con facilidad por estacas de madera dura, pero se pueden obtener buenos resultados. Para la obtención del material para estacas se deben usar bloques especiales con plantas libres de virus y de enfermedades causadas por organismos de tipo micoplasma en lugar de tomarlas de campos de producción que pueden estar muy infectados. (52) El material para estacas, que consiste en brotes del crecimiento de la estación anterior, no ramificados, vigorosos, macizos, del tamaño de un lápiz, se deben tomar en el invierno de plantas durmientes y colocarse en almacén frío hasta inicios de la primavera, que es cuando se hacen y plantan las estacas. Sólo debe usarse madera vegetativa sin yemas frutales. Estas deben tener de 3 a 4 yemas y de 10 a 13 cm de largo. Como estructura de enraizamiento resulta apropiada una sección de sombreadero cubierta con polietileno. El calor en el fondo resulta útil, pero las sustancias estimuladoras del enraizamiento, por lo general, no lo han mejorado. Una mezcla de partes iguales de arena y musgo esfagníneo molido ha resultado satisfactoria como medio de enraice.

Las estacas se deben espaciar entre sí unos 5 cm en el medio de enraizamiento y enterrarse de manera que sólo sobresalga la yema superior. Cuando aparecen las hojas, se debe levantar ligeramente la cubierta para permitir la ventilación. Es necesario mantener elevada la humedad ya sea con niebla o riegos frecuentes. Las raíces se empiezan a formar en unos dos meses.

Arándano Azul, de mata baja (*Vaccinium angustifolium* Ait.). (78) Esta especie probablemente se propaga mejor por estacas de madera suave foliosas, bajo niebla intermitente, con calor en el fondo usando arena y musgo turboso (1:1) como medio de enraice. (118) Las estacas tomadas a fines de primavera y a principios del verano de brotes en crecimiento activo enraizan bien, dando algunos clones un enraizamiento de 100%. Las estacas se transfieren a macetas de cultivo para su crecimiento e hibernación. También se pueden hacer enraizar estacas tomadas de rizomas, siendo mejor obtenerlas a principios de la primavera o a fines del verano y en el otoño, para evitar el reposo de mediados de verano de sus yemas.

En ocasiones se utiliza la propagación por semilla. Las semillas se separan de bayas maduras y luego se extienden sobre una mezcla de suelo de tipo ácido que contenga una tercera parte de musgo turboso. Se cubren con una capa de musgo esfagníneo finamente molido y se mantienen húmedas hasta que germinan, de ordinario de 3 a 4 semanas. Cuando las plantas llegan a unos 2 cm de altura se pasan a macetas de turba.

Arándano ojo de conejo (*Vaccinium ashei* Reade). Se puede propagar tanto por estacas de madera dura como por estacas foliosas de madera suave tomadas a mitad del verano y puestas a enraizar bajo niebla dándoles un tratamiento con ácido indolbutírico al 1%, en talco. La adición de luz para dar un día de 16 h puede mejorar el enraizamiento. (37) También es posible obtener plantas de esta especie por micropropagación (138).

Avellano (*Corylus avellana* L. y *C. maxima* Mill.). (124, 146) El acodado simple es el método usual para la propagación comercial del avellano. Los hijuelos que salen de árboles jóvenes, vigorosos, de 4 a 8 años de edad se acodan al inicio de la primavera o se mantienen plantas madres especiales en banquillo en forma de mata para acodarlas (véase Fig. 14-5). Después de una estación de crecimiento, es posible obtener una planta bien enraizada de 60 a 180 cm de alto, lista para colocarse en el huerto. Los árboles de huertos viejos no son adecuados para aco-

dar. En ocasiones, se sacan hijuelos que se originan de las raíces y se cultivan durante un año en el vivero, o si están bien enraizados, se plantan directamente en el huerto.

Los avellanos son difíciles de propagar por estacas. Con rareza se practica el injerto de cultivares de avellano en plántulas debido a la dificultad de obtener buenas uniones, pero véase la Pág. 451.

Las semillas de avellano, germinan con facilidad, pero requieren un periodo de estratificación de varios meses a temperaturas de 0 a 4 °C.

Bananero (*Musa* spp.). (190, 199, 205) El "árbol" de bananero es una planta herbácea perenne de gran tamaño. El "tallo" está formado por las bases envolventes de las hojas dispuestas espiralmente en fajas. Las bases de los pecíolos están adheridas al tallo verdadero, un rizoma (un tallo subterráneo horizontal que se desarrolla para formar la estructura llamada "cormo"). De las yemas del cormo crecen nuevos "chupones", los cuales pronto desarrollan sus propias raíces y una base tan grande como aquella de la planta madre, la cual se deteriora y muere poco después de que se cosecha el racimo de frutos. Un bananero puede vivir durante un tiempo considerable, pero en realidad es una sucesión de nuevas plantas, cada una de las cuales se origina como un chupón de la yema de un rizoma. Cualquier chupón dado fructifica sólo una vez y muere.

Como los tipos de frutos comerciales raramente producen semilla, la propagación comercial de los bananeros es asexual, consistiendo en la división de un rizoma y en volver a plantar los trozos o chupones. Un rizoma grande es dividido en trozos que pesan de 3 a 4.5 kg, dependiendo de la cultivar, y que son llamados "cabezas". Cada una de éstas debe contener cuando menos dos yemas capaces de formar chupones. Cada chupón produce dos ramas en la primera cosecha. También se utilizan chupones bastante grandes llamados "espadas" (de 0.90 a 1.9 m de altura), con raíces bien desarrolladas, las cuales deben recortarse considerablemente para reducir la pérdida de agua una vez que el chupón se separa de la planta. Estos chupones se separan de la planta madre con un instrumento cortante que se inserta verticalmente hasta la mitad entre el tallo materno y el tallo del chupón. Estos chupones espada producen sólo un racimo de frutos en la primera cosecha, pero a menudo se prefieren debido al tamaño grande del racimo.

Cacaotero (*Theobroma cacao* L.). (230) Casi todas las plantaciones comerciales de cacao están formadas por plantas procedentes de semilla, las cuales son altamente variables. Sin embargo, el cacaotero puede ser propagado vegetativamente y con el desarrollo de clones superiores y el empleo de técnicas modernas para el enraizamiento de estacas de madera suave, es probable que se haga un mayor número de plantaciones con material propagado vegetativamente. (55)

En las grandes áreas productoras de cacao del África Occidental y de América del Sur, se está poniendo énfasis en la propagación de plántulas obtenidas de semillas de clones selectos. La propagación vegetativa se usa para producir plantas progenitoras. La polinización cruzada entre clones de alto rendimiento y el uso de las semillas resultantes para obtener los árboles productores es un método de propagación importante.

Propagación de plántulas. Las semillas maduras recién cosechadas se deben plantar de inmediato. Las semillas de cacao se deterioran con rapidez después de la cosecha, perdiendo normalmente su capacidad de germinar en el transcurso de una semana de que se hayan removido del fruto. La prevención de la desecación y el almacenamiento a temperaturas de 24 a 29 °C prolongan la vida de la semilla. (8)

Una práctica común es plantar tres o cuatro semillas en un hoyo. Si todas ellas germinan, se les deja crecer y las plantas resultantes se tratan como ramas de un solo árbol. Otro método

consiste en iniciar las plántulas en la cama del vivero y trasplantar los árboles pequeños a su sitio definitivo. Alternativamente, las plántulas se pueden iniciar en bolsas de polietileno, cestos, bambúes, cilindros de papel o macetas de barro, de las cuales después se sacan y trasplantan. Se debe usar una temperatura de germinación de unos 26 °C.

Propagación asexual. Después de que los árboles obtenidos de semilla han alcanzado tamaño suficiente, se les puede usar como patrones en los cuales se pueden injertar de yema clones superiores. El método de parche es el que da mejores resultados, pero se puede usar el método de injerto de yema en T. (54) En zonas donde se presentan condiciones de suelo desfavorables, a veces se injertan clones superiores en patrones clonales resistentes. Sin embargo, en la industria local, el injerto se practica en escala insignificante. El acodado aéreo tiene bastante éxito.

Cafeto (*Coffea arabica* L.). (238) El método más común de propagación es por semilla, de preferencia tomadas de árboles superiores seleccionados. Las semillas del cafeto pierden la viabilidad con rapidez y están expuestas a secarse a través de las cubiertas de la semilla. Las semillas mantenidas en humedad del 40 al 50% y a temperaturas de 4 a 10 °C se conservan durante varios meses. No tienen problemas de letargo. De ordinario, las semillas se plantan en suelo, empleando recipientes formados con hojas o en bolsas de polietileno, para facilitar el trasplante. La germinación se efectúa de 4 a 6 semanas. Cuando se ha desarrollado el primer par de hojas verdaderas, las plántulas se trasplantan al vivero, a una distancia de alrededor de 30 cm entre sí. Después de dejarlas de 12 a 18 meses en el vivero, para cuando ya habrán formado 6 u 8 pares de laterales, los árboles jóvenes están listos para trasplantarse al campo.

El cafeto se puede propagar asexualmente por casi todos los métodos, siendo con toda probabilidad el de estacas foliosas el más prometedor para uso comercial. A fin de obtener los árboles que tengan el crecimiento erecto deseado, el material para estacas sólo se debe tomar de brotes terminales erectos. Las estacas foliosas de madera parcialmente endurecida se pueden hacer enraizar con facilidad, en especial si se les trata con una sustancia estimuladora del enraizamiento. Se deben mantener condiciones de humedad elevada, como de niebla intermitente y las estacas se deben sombrear en parte durante el enraizamiento. (208) Se han propagado plantas de cafeto mediante la formación de embriones adventicios en cultivos asépticos de callo. (104)

Castaña chino (*Castanea mollissima* Blume). (113, 114) Esta especie es resistente al hongo del tizón, *Endothia parasitica*, que mató a la mayoría de los castaños americanos (*C. dentata*) en el este de los EUA cuando a fines de la década de 1800 se introdujo el castaño chino. La especie que produce la bien conocida castaña comestible es *C. sativa*, el castaño dulce europeo, cuyos frutos se importan de Europa a los EUA en cantidades considerables.

C. mollissima de ordinario se propaga por semilla, habiendo muchas plantaciones formadas por árboles de esa procedencia. Sin embargo, se han hecho selecciones clonales y hay disponibles cultivares denominadas. Se debe impedir que se sequen las semillas. Las nueces se recolectan tan pronto como se caen del árbol y se plantan en el otoño o se les conservan en almacenamiento húmedo uno o dos meses a temperaturas de 0 a 2 °C para sembrarse en primavera. Las nueces que se van a usar para semilla se conservan en forma satisfactoria en botes de hojalata bien cerradas, con uno o dos pequeños hoyos para ventilación, a una temperatura de 0 °C o ligeramente mayor; esta temperatura de almacenamiento ayuda también a superar el letargo del embrión. (144) Los gorgojos que pueda haber en las semillas, que destruyen el embrión, pueden matarse con un tratamiento con agua caliente a 49 °C durante 30 min.

Después de un año de crecimiento, las plántulas deben estar lo suficientemente grandes como para ser trasplantadas a su lugar definitivo o para injertarlas con la cultivar deseada. (171) Aunque el castaño es difícil de injertar, sea de púa o de yema, se han obtenido buenos resultados con los injertos de empalme o de corteza y el injerto de yema en T invertido. Usando el método de injerto de yema en T ordinario, las yemas tienden a "ahogarse" debido al escurrimiento excesivo de savia. Se deben usar como patrones sólo plántulas de *C. mollissima*.

Cerezo (*Prunus avium* L., *Prunus cerasus* L.). Los cerezos se propagan por injerto de yema en T o por injerto de astilla de la cultivar deseada en patrones obtenidos de semilla. Con frecuencia las plántulas que van a servir de patrones se cultivan muy juntas en un semillero durante un año, luego se pasan al vivero, plantándolas a unos 10 cm de distancia y se les deja crecer un segundo año antes de injertarlas de yema. Si las condiciones de crecimiento son buenas, las semillas se pueden plantar en forma directa en el vivero temprano en primavera y las plántulas estarán suficientemente grandes para injertarse a fines del verano o a principios de otoño.

Patrones para cerezo. (45, 164, 187) Los dos patrones más comunes son plántulas de Mazzard (*Prunus avium*) y de Mahaleb (*P. mahaleb*). En California (93, 108) se usa en ocasiones el patrón "Stockton Morello" (*P. cerasus*) que se propaga vegetativamente y en Inglaterra el patrón "Colt". Estos patrones se usan para cultivares del cerezo dulce (*P. avium*) El cerezo agrio (*P. cerasus*) y las cultivares del cerezo Duke (híbridos de cerezos agrios y cerezos dulces) se propagan en patrones de Mahaleb o Mazzard. Todas estas cultivares de cerezo son susceptibles a la marchitez por verticillium. *P. avium* y es moderadamente resistente al hongo de la raíz de roble, mientras que *P. mahaleb* y "Stockton Morello" son susceptibles.

Mazzard (*P. avium*). Las plántulas de Mazzard que se usan en los EUA se obtienen de los Estados de Oregon y Washington. Hay una variación considerable entre las fuentes de semillas de Mazzard, algunas indudablemente mejor que otras. De ser posible deben usarse semillas de árboles catalogados como libres del virus de la mancha de anillo. Al poner a germinar las semillas de Mazzard es benéfico remojarlas en agua unos ocho días antes de la estratificación, cambiando el agua diariamente. La germinación puede mejorarse con un periodo de estratificación cálida, húmeda, a 21 °C durante 4 a 6 semanas, antes de la estratificación en frío. Finalmente, para la estratificación en frío se usa un periodo de 150 días a 4 °C. Cuando un buen porcentaje de las semillas muestran rajaduras del endocarpio de las que están saliendo las puntas de las semillas, deben sacarse y plantarse. (127)

El patrón clonal de Mazzard, "Malling 12/1" desarrollado en la East Malling Research Station, produce árboles vigorosos, uniformes y resistentes al cancro bacteriano. Su propagación se hace por acodado en trinchera o montículo. En Oregon este patrón ha dado buenos resultados como sistema radical, de tronco y de armazón primario en el que se injerta la cultivar deseada.

Las cultivares de cerezo dulce forman una excelente unión de injerto con los patrones Mazzard, produciendo árboles vigorosos y de larga vida, pero es posible que sean demasiado grandes para una cosecha económica. Los patrones de Mazzard no son muy adecuados para suelos pesados, mal aerados y húmedos, pero toleran esas condiciones mejor que el Mahaleb. En condiciones secas, sin riego y de sequía es más probable que sobreviva el Mahaleb que el Mazzard, probablemente debido al hábito de enraizamiento vertical y profundo de Mahaleb en contraste con el sistema radical superficial y horizontal de Mazzard.

Los patrones Mazzard son inmunes a una especie de nematodos de la agalla de la raíz (*Meloidogyne incognita*) y resistentes a *M. javanica*, pero susceptibles al nematodo de la lesión de la raíz (*Pratylenchus vulnus*).

Mahaleb (P. mahaleb). Las semillas se deben remojar 24 h en agua y luego estratificarse unos 100 días a 4 °C. Las estacas con hojas de Mahaleb enraizan con facilidad bajo niebla intermitente si se les trata con ácido indolbutírico, permitiendo con ello el establecimiento de patrones clonales Mahaleb. (93) En los EUA éste es el principal patrón para la cultivar "Montmorency", la cultivar principal de cerezo agria. Los patrones de Mahaleb pueden producir un árbol algo achaparrado, en particular si el injerto de yema se hace alto; esto es, a unos 38 a 50 cm de altura en el patrón. Sin embargo, se tienen pruebas de que en buenos suelos los árboles crecen tan grandes como los injertados en patrón Mazzard. Los árboles formados con patrón Mahaleb son resistentes al virus de cuero de venado. Estos árboles no crecen satisfactoriamente en suelos pesados, húmedos, con aguas freáticas elevadas, siendo susceptibles a la pudrición de la raíz causada por *Phytophthora*. Este patrón debe ser usado en condiciones en que no se use riego o en condiciones secas. Los árboles injertados en patrón Mahaleb son más resistentes a las bajas temperaturas que aquellos con patrón Mazzard. Con frecuencia, los cerezos dulces injertados en Mahaleb crecen más aprisa los primeros años que si se injertan en patrón Mazzard, y algunas cultivares empiezan a producir con abundancia bastante temprano, lo cual puede conducir al achaparramiento de algunos árboles. Existen datos, en especial en Inglaterra, de que los árboles formados con patrón Mahaleb son de vida relativamente corta, pero en los EUA se conocen árboles de esta combinación que han tenido más de 50 años de vida productiva. Las raíces de Mahaleb son más resistentes al nematodo de la lesión de las raíces (*Pratylenchus vulnus*) que las de Mazzard. (45) También son más resistentes a una especie del nematodo de la raíz (*Meloidogyne incognita*), pero susceptibles a *M. javanica*. Las raíces de Mahaleb son más resistentes al cancro bacteriano que las de Mazzard.

"Colt" (*Prunus avium* x *P. pseudocerasus*) es un patrón clonal achaparrante de cerezo desarrollado en la East Malling Research Station. Puede usarse para cerezos dulces o agrios y se propaga con facilidad por estacas.

Ciruelo (*Prunus* spp.). Los ciruelos se propagan por injerto de yema en T o de astilla en el otoño, en patrones procedentes de semilla o con ciertos patrones producidos de estacas enraizadas o acodado. El injerto se puede hacer también en primavera. Algunos ciruelos se pueden propagar por estacas de madera dura (94) y otros por estacas foliosas de madera suave, bajo niebla intermitente. Se obtienen buenos resultados injertando de banco en invierno y plantando los injertos en el vivero en la primavera siguiente o usando el injerto de ensamble. (44) Se han producido plantas de vivero del ciruelo japonés (*P. salicina*) usando métodos de micropropagación. (188)

Patrones para ciruelos (67, 102, 166) Ciruelo mirobalano (*P. cerasifera*). Este es el patrón de ciruelo más ampliamente usado, siendo en particular conveniente para ciruelos europeos, (*P. domestica*) que incluyen a las variedades de ciruelo comercialmente importante). También es un patrón satisfactorio para los ciruelos japoneses, *P. salicina*. Algunas clases de ciruelos, como "President", "Kelsey", "Stanley" y "Robe de Sergeant" no son enteramente compatibles con este patrón. Las cultivares que son híbridos de ciruelos americanos x japoneses (*P. salicina* x *P. americana*) es mejor injertarlos en plántulas de ciruelo americano.

Las raíces de mirobalano se adaptan a una amplia gama de condiciones de suelo y de clima. Soportan suelos bastantes pesados y exceso de humedad y son resistentes a la pudrición de la corona pero susceptibles a los nematodos de la agalla de las raíces y al hongo de raíz de roble. Crecen bien en suelos ligeros arenosos.

Las semillas de mirobalano requieren estratificación de unos tres meses a temperaturas de 2 a 4 °C. Luego se les puede plantar tupidos en semillero durante una estación y transplantarlos

al vivero, en donde se les deja por una segunda estación antes de injertarlos de yema, o bien, las semillas se pueden plantar directamente en el surco del vivero y se les deja allí una estación, injertándolas de yema a fines de verano o en otoño.

Algunas selecciones de mirobalano muy vigorosas se propagan por estacas de madera dura. Una de ellas "Myro C" es inmune a los nematodos de la agalla de la raíz. En Inglaterra, en la East Malling Research Station se desarrolló una selección "Myrobalan B" y se propaga por estacas de madera dura. Es, en particular, valiosa para producir árboles vigorosos, aunque hay ciertas cultivares que no son compatibles por completo con él. (67) La mayoría de las cultivares de ciruelos de Inglaterra son de la especie *P. domestica*.

Ciruelo Marianna (*P. cerasifera* x *P. munsoniana*?). Este es patrón clonal que se originó en Texas como una cruce de polinización libre entre ciruelo mirobalano y supuestamente *P.*

munsoniana. Se propaga por estacas de madera dura. (91, 94) Algunos ciruelos crecen bien en él y otros no. La California Agricultural Experiment Station obtuvo en 1926 una selección de plántula excepcionalmente vigorosa del progenitor "Marianna" que se emplea ampliamente con el nombre de "Marianna 2624". Se adapta a suelos pesados, húmedos y es inmune a los nematodos de la agalla de la raíz, resistente a la pudrición de la corona, agalla de la corona, hongo de la raíz del roble y marchitez por verticillium, pero es susceptible al cancro bacteriano. Como se propaga por estacas, durante los primeros años tiene un sistema radical somero, pero a medida que los árboles crecen, desarrollan raíces más profundas.

Durazno (*P. persica*). Muchos de los huertos de ciruelo de California están establecidos sobre patrón de durazno. Este patrón ha resultado ser satisfactorio en suelos ligeros y bien drenados. Sin embargo, se deben evitar los patrones de durazno si los árboles jóvenes se plantan en un sitio que haya sido ocupado por duraznos. En algunas zonas los ciruelos sobre patrón de durazno tienden a producir en demasía y desarrollan una condición de marchitamiento (die-back). El durazno no es un patrón satisfactorio para algunas variedades de ciruelo tales como "Sugar" y "Robe de Sergeant".

Albaricoque (*P. armeniaca*). Las plantas de albaricoque obtenidas de semilla son un patrón conveniente para ciruelos en suelos arenosos infestados con nematodos, para las variedades que son compatibles con el albaricoque. Las cultivares de ciruelo japonés tienden a dar mejor resultado que las variedades europeas sobre raíz de albaricoque.

Almendro (*P. dulcis*). Algunas cultivares de almendro se pueden cultivar con todo éxito sobre plantas de almendro procedentes de semilla. El ciruelo francés se da muy bien sobre este patrón; los árboles crecen más aprisa y producen fruto más grande que cuando se usaba patrón de mirobalano. Las cultivares de ciruelo sobre almendro tienden a veces a sobreproducir en detrimento del árbol. Excepto cuando las plantaciones se van a hacer en suelos arenosos y bien drenados, ricos en cal o boro, probablemente es mejor no usar este patrón para ciruelos.

Ciruelos "Brompton" y "Común". (*P. domestica*). Estos dos patrones clonales de ciruelo propagados vegetativamente se usan de manera principal en Inglaterra. Brompton parece ser compatible con todas las cultivares de ciruelos y tiende a producir árboles de medianos a grandes. El ciruelo común, que produce árboles de pequeños a medianos, ha mostrado incompatibilidad con algunas cultivares. (67, 150) Su propagación se hace por estacas de madera dura.

"*Saint Julien*", "*Common Mussel*", "*Damas*" y "*Damson*" (*P. insititia*). Los tres primeros patrones se usan principalmente en Inglaterra. Damas C, produce árboles de medianos

a grandes, mientras que el Common Mussel produce generalmente árboles pequeños o medianos. El último patrón parece ser compatible con todos los ciruelos. Saint Julien A, produce árboles pequeños a medianos con todas las cultivares compatibles. Los resultados con estos patrones han sido variables, ya que varían ampliamente en su tipo. En la East Malling Research Station, de Inglaterra, se han seleccionado los tipos más prometedores de Saint Julien, Mussel y Damas y se han conservado fieles al tipo por reproducción vegetativa y se han enlistado como clones A, B, C, D, etc. En los EUA, el patrón Saint Julien se ha usado en cierto grado como patrón para las variedades de *P. domestica*. La East Malling Research Station ha distribuido un patrón de ciruelo achaparrante denominado "Pixy". (235)

En Inglaterra, se recomiendan los siguientes patrones clonales para ciruelo: para árboles vigorosos, "Myrobalan B", para árboles semivigorosos "Brompton"; para árboles intermedios, "Marianna", "Pershore", para árboles semiachaparrantes, "Common" y "St. Julien A" y para árboles achaparrados, "St. Julien K".

Ciruelo arenícola de Florida (P. angustifolia). Esta especie puede ser útil como patrón achaparrante para variedades compatibles de ciruelo. En California, después de 16 años, las cultivares "Giant", "Burbank" y "Beauty", injertadas en este patrón estaban sanas y productivas, con un tipo de crecimiento enano.

Ciruelo japonés (P. salicina). En Japón se han usado como patrones para ciruelo, plántulas de esta especie, pero aparentemente en ninguna otra parte. Cuando se hicieron injertos de copa de ciruelo europeo (*P. domestica*) en patrones de ciruelo japónes, se obtuvieron árboles de vida muy corta, aunque la combinación inversa produce uniones compatibles.

Ciruelo arenícola del oeste (P. besseyi). Este patrón ha producido árboles de ciruelo achaparrados satisfactorios de los tipos japonés y europeo, pero cuando se ha usado como patrón para cultivares de *P. insititia* se han obtenido malas uniones de injerto y desarrollo pobre de las ramas. (15)

Cítricos (Citrus spp.). (175, 182, 185, 250) Los métodos de propagación son los mismos para todas las especies de cítricos. Los miembros de este género se injertan fácilmente entre sí y también pueden injertarse con géneros muy cercanos como *Fortunella* y *Poncirus* (naranja trifoliado). Las cultivares comerciales de cítricos se propagan comercialmente por injertos de yema en T en patrones obtenidos de semilla. En todos los tipos de propagación de cítricos es de gran importancia usar material fiel al tipo libre de organismos patógenos transmisibles. (121) La propagación de los cítricos ha cambiado poco en el último siglo. Sin embargo, hay en uso nuevas prácticas, como la producción en recipientes, más fumigación de los suelos para vivero, uso de cinta de plástico en el injerto de yema y se presta más atención al control de virus durante la propagación. (247)

Muchas especies de cítricos se han propagado haciendo enraizar estacas con hojas o por estacas de hoja y yema, aunque los árboles de vivero no se propagan comúnmente de esta manera. (42) Exceptuando al virus de la psorosis, en las plantas obtenidas de semilla no aparecen enfermedades transmisibles, a menos que sean infectadas por insectos vectores o al injertarlas de yema.

En Florida, el limón persa (*C. aurantifolia*) se propaga en cierto grado por acodos aéreos, al igual que el toronjo (*C. grandis*) en los países del sureste de Asia.

Probablemente el método más rápido de obtener una cultivar de cítricos injertada en un patrón dado sea mediante el uso de "injertos en estacas" para producir plantas enanas. (47)

Cultivo del material de vivero—producción de campo. Es importante evitar el uso de suelos infestados con nematodos de los cítricos (*Tylenchulus semipenetrans*) o de nematodos minadores (*Radopholus similis*) o con enfermedades que se alojan en el suelo, aunque los cítricos son resistentes a la marchitez por verticillium. Para los viveros es preferible usar un suelo virgen o cuando menos uno que no haya sido plantado con anterioridad de cítricos. Para operaciones pequeñas, se pueden usar semilleros elevados, rodeados con tablas de 30 cm de ancho. Una mezcla de suelo de 3/4 partes de migajón limoso y 1/4 de musgo turboso es satisfactoria. Tratando el suelo con un fumigante como DD (dicloropropano-dicloropropeno) a razón de 700 a 1000 kg/ha se reducen al mínimo las probabilidades de infestaciones de nematodos. Para reducir el riesgo de infecciones de hongos, con frecuencia se usa bromuro de metilo para fumigar el sitio del semillero y del vivero. Después del tratamiento, se deben dejar transcurrir de seis a diez semanas antes de sembrar para que se disipe el fumigante. Sin embargo, algunos suelos de California han permanecido tóxicos durante un año después de este tratamiento. El semillero debe estar en un sombreadero o se deben tomar algunas medidas para proteger a las plantitas jóvenes de la luz solar plena.

Dado que se presenta una variación considerable en el comportamiento de las plantas obtenidas de semilla de árboles diferentes, es mejor seleccionar la semilla de árboles viejos, sanos, probados respecto a infección de virus, conocidos por producir plántulas vigorosas, uniformes, que se desarrollan a formar árboles de huerto satisfactorios después de haberlas injertado de yema con el cultivar deseado.

Las semillas de cítricos, por lo general, no tienen condiciones de letargo, pero se dañan si se les deja secar; se les puede plantar de inmediato después de extraerlas de los frutos maduros. Ciertas especies, como el naranjo trifoliado o sus híbridos maduran sus frutos en el otoño. Si se desea plantar las semillas en esa época se les debe mantener en almacenamiento húmedo con temperaturas de -1 a 4 °C, cuando menos durante tres a cuatro semanas antes de hacer la siembra. Si las plántulas de naranjo trifoliado se cultivan en una época del año con días cortos, responden con un mayor crecimiento cuando se les proporciona luz complementaria para alargar el día. Lo mismo sucede con ciertas cultivares de citrange y de naranjo dulce. (233)

Las semillas pueden almacenarse en bolsas de polietileno a temperaturas bajas (4 °C). Antes de almacenarlas se les debe remojar durante 10 min en agua a 49 °C para ayudar a eliminar las enfermedades llevadas en la semilla. También es benéfico el tratamiento de éstas con un fungicida, como el thiram.

La mejor época para plantar las semillas es en la primavera, después de que el suelo se ha calentado (arriba de 15 °C). Las semillas se deben plantar en surcos separados, de 5 a 7.5 cm entre sí y a una distancia de 2.5 cm en el surco. Se les aprieta ligeramente en la tierra y se cubren con una capa de 2 cm de arena de río limpia. Esto impide la formación de costra y ayuda al control de los hongos que causan el "ahogamiento". El suelo debe conservarse húmedo todo el tiempo, hasta que salgan las plántulas. Se deben evitar los extremos en las condiciones de humedad, no permitiendo que el suelo se vuelva seco en extremo o mantenerlo demasiado mojado. La germinación de las semillas se apresura si se proporciona calor en el fondo del semillero, por medio de cables eléctricos que produzcan una temperatura de 27 a 29 °C. Empleando este método, las plántulas habrán alcanzado un tamaño suficiente para pasarlas a los surcos del vivero, pudiendo muchas de ellas injertarse de yema en el otoño o en la primavera siguiente, con lo cual en ocasiones, se acorta el tiempo de propagación unos 6 a 12 meses.

Después de que las plántulas tienen una altura de 20 a 30 cm están listas para ser trasplantadas del semillero al vivero. Esta operación es mejor hacerla en primavera, después de que haya pasado el riesgo de las heladas. Las plántulas se sacan con una pala adecuada, después de haber humedecido el suelo prolijamente hasta unos 45 cm de profundidad. Luego se les puede aflo-

jar y sacar con poco riesgo de dañar las raíces. Todas las plántulas achaparradas, fuera de tipo o con raíces torcidas, mal formadas, deben descartarse.

El lugar del vivero no debe estar expuesto a heladas, debe estar libre de malezas y con suelo de textura media, bien drenado, cuando menos a una profundidad de 60 cm y disponer de agua de riego. Los sirios en que haya habido cítricos deben desecharse a menos que antes de la siembra se fumiguen con DD o bromuro de metilo. Las plantas se colocan en el vivero a la misma profundidad que estaban en el semillero, espaciándolas entre sí de 25 a 30 cm en surcos separados de 0.90 a 1.20 m.

En Florida y en California las plántulas de cítricos, por lo común son injertadas de yema en el otoño, a partir de mediados de septiembre, lo suficientemente temprano para que el tiempo cálido asegure una buena unión de injerto, pero también bastante tarde para que la yema injertada no empiece a crecer y el callo de la herida no crezca sobre la yema.

Cultivo de material de vivero—producción en recipientes. Las semillas de cítricos se hacen germinar y las plantas se cultivan en cilindros de plástico en una estructura con temperatura controlada, como un invernadero. Después de tres a cuatro meses las plantas patronas tienen tamaño suficiente para microinjertarlas, pudiéndose lograr árboles injertados de yema en unos 12 meses, cultivados en recipientes de plástico. (25) En ocasiones, después de que las plantas jóvenes están creciendo en su recipiente final se injerta de hendedura. (147) Aparentemente los árboles de cítricos de vivero crecen bien en recipientes y al pasarlos al campo crecen formando buenos árboles de huerto, siempre que no se les haya retenido en el recipiente tanto tiempo que las raíces se entrelacen. (151, 153)

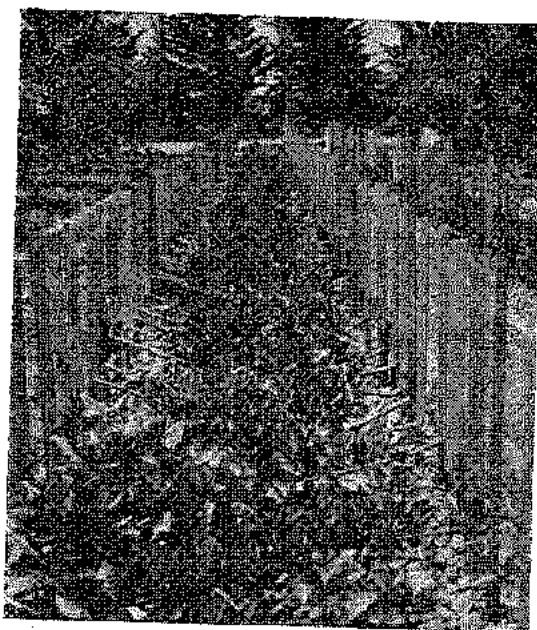
En la mayoría de las áreas de producción comercial de cítricos del mundo se tienen programas para determinar la presencia de virus y de enfermedades de tipo viroso en los árboles que se utilizan como fuentes de yemas. (121) Se conocen 12 virus, un viroide que causa la exocortis y un organismo de tipo micoplasma que causa la enfermedad "pertinaz", que pueden infectar a los cítricos, habiéndose desarrollado buenos procedimientos de catalogación para la mayoría de ellas. (20, 185) El material para injertar se debe tomar sólo de árboles conocidos como de alta producción y libres de enfermedades. Es conveniente seleccionar las varetas de yemas de un sólo árbol, evitando aquellas ramas que estén fuera del tipo o presenten variación. El mejor tipo de madera para injertar es aquella que está cercana al último crecimiento o la de este tipo después de que se ha amacizado. Una vareta redonda da más yemas que una angular. Las mejores yemas son aquellas que se encuentren en las axilas de hojas grandes. De ordinario, las varetas se cortan al tiempo de que se vaya a hacer el injerto, se les quitan las hojas y se les protege de la desecación. También se les puede almacenar por varias semanas si se les conserva húmedas y en refrigeración a temperaturas de 4 a 13 °C.

El método de injerto de yema en T es bastante satisfactorio para los cítricos. El escudete se corta incluyendo una pequeña astilla de madera debajo de la yema. Los injertos de otoño se descubren unas 6 a 8 semanas después de hechos y los de primavera unas 3 semanas después de que se han practicado. En California y Texas lo común es insertar las yemas a una altura de 30 a 45 cm, pero en Florida las yemas se insertan muy abajo en el patrón, de 2.5 a 5 cm arriba del suelo. Este injerto bajo, a veces es necesario por la ramificación profusa de las plántulas de limón rugoso y naranjo agrio, la cual es ocasionada por la defoliación parcial debida a la roña y a la mancha de antracnosis.

El microinjerto se usa en cierto grado en los cítricos, en particular en Australia.

Las yemas injertadas en otoño se fuerzan a crecer en primavera arqueando la copa de las plántulas unos 5 a 8 cm arriba de la yema injertada. Esto se hace justo antes de que se inicie el

Fig. 18-1 Plantas de cítricos obtenidas de semilla, que han sido injertadas de yema y que con frecuencia se arquean justamente arriba de la yema insertada, la cual fuerza a la yema a crecer, aunque la copa sigue nutriendo a la planta. Cortesía del Department of Pomology, University, of California, Davis.



crecimiento de primavera y consiste en cortar parcialmente el tallo de la copa y dejarla que se doble hacia el suelo. En esta forma, la copa sigue nutriendo a las raíces de la plántula patrón pero se fuerza el crecimiento de la yema injertada. El arqueado de los injertos efectuados en primavera se hace cuando se quitan sus envolturas, unas tres semanas después de ejecutados. De ser posible, las copas deben dejarse hasta fines del verano y en esa época se les corta justo arriba de la unión de injerto (Fig. 18-1). Aunque el arqueado es satisfactorio, puede dificultar los cultivos y el riego. Una práctica alternativa es cortar por completo la plántula patrón de 30 a 35 cm arriba del injerto y después cortar cerca de la yema injertada. Sin embargo, esta práctica no fuerza la yema tan bien como el arqueado o cortar la plántula justo arriba de la yema injertada.

Las plantas jóvenes de cítricos de vivero pueden trasplantarse sacándolas con el cepellón y envolviendo éste, o a raíz desnuda. Los árboles que se vayan a trasplantar a raíz desnuda deben podarse fuertemente antes de sacarlos. El trasplante de estos árboles es mejor hacerlo temprano en primavera, pero aquellos con cepellón pueden moverse en cualquier tiempo durante la primavera, antes de que principie el tiempo caluroso.

La poliembrión se presenta con frecuencia en la mayoría de las especies de cítricos que se usan como patrones. Las plántulas sexuales con frecuencia son débiles y constituyen un mal patrón, de tal manera que se les desecha. Las otras plántulas que se originan de la nucela son apomíticas y tienen las mismas características que la planta que las produjo. En consecuencia, son uniformes y producen buenos patrones si el árbol madre es conveniente. Si se usan como árboles para formar el huerto, las plántulas nucelares son vigorosas, espinosas y de crecimiento erecto, pero lentas para entrar en producción. Estas cualidades indeseables (espinosidad y producción retardada) son menos pronunciadas en árboles de vivero propagados con yemas tomadas de la parte superior de árboles viejos nucelares. Se han desarrollado cultivares nucelares de todas las cultivares comerciales de cítricos y se usan debido a su mayor vigor, tamaño del árbol y rendimiento, así como porque están libres de virus. (21) (Véase Cap. 8.)

Patrones para cítricos (101, 167, 247).

Naranja dulce (Citrus sinensis). Este es un buen patrón para todas las cultivares, produciendo árboles grandes, vigorosos, resistentes a la tristeza. El naranja dulce se adapta a suelos de migajón ligero a mediano, pero debido a su susceptibilidad a la gomosis (*Phytophthora* spp.), no es apropiado para suelos pesados, mal drenados. Produce frutos de tamaño estándar, de corteza delgada, jugosa y de calidad bastante alta. Las semillas germinan con facilidad, pero las plántulas que son del 70 al 90% nucelares tienen un crecimiento relativamente lento y tienden a producir en el vivero troncos con ramas bajas y matojosos. No se usa extensamente en gran parte debido a su susceptibilidad a *Phytophthora*.

Naranja agrio (C. aurantium). Este es un patrón excelente para la mayoría de las especies de cítricos debido a su vigor, rusticidad, sistema radical profundo, resistencia a la gomosis y a los frutos de alta calidad, lisos, de piel delgada y jugosos que producen los cultivares injertados sobre él. Sin embargo, está sujeto a la "tristeza", una enfermedad virosa que es transmitida por un insecto vector o por el empleo de yemas de injerto infectadas. (12, 80) La copa formada por el injerto puede ser bastante tolerante al virus, pero en combinación con el patrón de naranja agrio es afectada, debido a la muerte de los tejidos de floema en el área de unión del injerto, que da como resultado la inanición de las raíces. El toronjo y la mandarina, así como cultivares de naranja injertados sobre naranja agrio son atacados por la tristeza. En California, el patrón de naranja agrio ya no se recomienda para cultivares de naranja o de toronja. Sin embargo, en Florida, casi una tercera parte de los naranjos están injertados en patrón de naranja agrio, pero allí la tristeza no ha sido una enfermedad seria, excepto en zonas limitadas. Presumiblemente, las cepas de tristeza de Florida son menos virulentas que las de California y de otras áreas de cítricos. En Texas, México, Cuba, Venezuela e Israel, también se usa ampliamente el patrón de naranja agrio. En Australia se han probado razas de naranja agrio, originadas en Israel, que son tolerantes de la tristeza. (218)

Limón rugoso (C. limon). Este patrón se adapta bien a suelos arenosos y debido a ello, alrededor del 60% de los cítricos de Florida están injertados en este patrón. Los árboles así injertados rinden más que aquellos que están sobre todos los otros patrones, aunque los frutos producidos son de menor calidad. Su empleo en California está restringido a zonas de suelos ligeros, en especial en las regiones desérticas. Su susceptibilidad a *Phytophthora* excluye su uso en suelos pesados. Tanto los árboles como los frutos son más susceptibles a daños por temperaturas bajas que los injertos hechos en la mayor parte de los otros patrones comerciales. (65) Los frutos producidos por los injertos sobre este patrón son de maduración temprana, pero son de corteza gruesa, bajos tanto en azúcar como en ácido y en ocasiones tienen una textura gruesa en comparación con los injertos sobre otros patrones.

El limón rugoso produce numerosas semillas que germinan bien. Del 90 al 100% de las plántulas son nucelares. Tiene un crecimiento con troncos simples, no ramificados que son fáciles de injertar y manejar en el vivero. Este patrón también se propaga con facilidad por estacas. Los cultivares de naranja dulce injertados sobre este patrón son tolerantes a la declinación rápida. Las principales ventajas del limón rugoso como patrón, son su vigor y su capacidad para producir con rapidez un árbol productivo, en especial en suelos ligeros arenosos. Algunos cultivares de naranja injertados sobre este patrón desarrollan una unión incompatible de la yema.

Naranja trifoliado (Poncirus trifoliata). Este patrón de cítricos, achaparrante, se ha usado en cierto grado durante muchos años. En Japón es el patrón principal para cítricos. En el norte de Florida y a lo largo de la costa del Golfo hasta Luisiana, se ha usado desde hace mucho co-

mo patrón para naranjos Satsuma y kumquats, para los cuales es excelente. Como patrón, *Poncirus trifoliata* se comporta mejor en suelos de textura media. Tolera suelos pesados pero en ellos su crecimiento es lento. En suelos ligeros, arenosos, su crecimiento puede ser tan malo que los árboles formados con este patrón resultan inútiles. El naranjo trifoliado se emplea comúnmente como patrón para cítricos ornamentales y en huertos domésticos para árboles achaparrados. Los injertos sobre este árbol dan plantas de alto rendimiento, con frutos de alta calidad. El naranjo trifoliado es una especie decidua que se destaca por su resistencia al frío así como a *Phytophthora* y a los nematodos. Tanto el árbol como los frutos de esta combinación de injerto son más resistentes al frío que en otras combinaciones, lo cual lo hace muy adaptable para las regiones citrícolas más frías. Un cultivar de cítricos injertado sobre naranjo trifoliado es uno de los pocos ejemplos de una copa siempreverde que se desarrolla sobre un patrón deciduo.

Los árboles que están sobre patrón trifoliado, en ocasiones son afectados por la exocortis o "base escamosa". Esto puede evitarse usando yemas nucelares no contaminadas o tomando yemas de árboles formados con patrón trifoliado que estén libres de esta enfermedad, según lo evidencie la falta de síntomas de la base escamosa. Este patrón es bastante resistente a la gomosis pero muy susceptible al cancro de los cítricos (*Phytophthora citri*) y moderadamente a la roña. Es susceptible a la clorosis inducida por calcio pero tolera excesos de boro.

Los frutos de naranjo trifoliado producen numerosas semillas gordas que germinan con facilidad. Las plántulas espinosas, de crecimiento erecto, alrededor del 60% de las cuales son nucelares, son fáciles de injertar de yema y de manejar en el vivero, pero debido a su crecimiento lento, en ocasiones necesitan pasar un año extra en el vivero antes de que alcancen un tamaño vendible.

Mandarina Cleopatra (C. reticulata). Este es un patrón prometedor, en particular en Florida, para injertar en él otros tipos de mandarina y se ha empezado a usar en California y Texas como reemplazo del naranjo agrio. Su resistencia a la gomosis, tolerancia relativa de las sales y resistencia a la tristeza al parecer justificarían un uso más extenso. Además, los árboles formados sobre este patrón son de buen rendimiento de frutos de alta calidad, aunque el tamaño de éstos es algo menor que el promedio. Sus desventajas principales son el crecimiento lento de las plántulas, la tardanza en empezar a producir y la susceptibilidad a la pudrición de la raíz inducida por *Phytophthora parasitica*. Alrededor del 80% de las plántulas son nucelares. Se han presentado algunos casos de incompatibilidad, en particular con el limón "Eureka".

Citranges (híbridos de naranjo trifoliado x naranjo dulce). Hay muchas cultivares denominadas: "Savage", "Morton", "Troyer" y "Catrizo", etc., algunos de los cuales han resultado útiles en California y en Florida.

"Savage" es en especial apropiado como patrón achaparrante para toronjo y también es satisfactorio para mandarina. Es resistente a la gomosis y los árboles injertados sobre este patrón son más resistentes al frío que sobre muchos de otros patrones. (11, 65)

El citrange "Morton" no es particularmente achaparrante. Los árboles injertados sobre él producen en abundancia frutos de calidad excelente. Sin embargo, produce tan pocas semillas que es difícil tener árboles de vivero en cantidades considerables. Además, parece que los cultivares de naranjo injertados sobre este patrón son susceptibles a la declinación rápida.

El naranjo dulce sobre citrange "Troyer" es vigoroso, resistente al frío y a la gomosis, con frutos de alta calidad. En California este patrón se usa más que cualquier otro para naranjos. Al replantar cítricos en huertos viejos de ellos, los árboles injertados sobre citrange "Troyer" han mostrado un vigor notable. "Troyer" en sí es relativamente de buena fructificación y produce de 15 a 20 semillas gordas por fruto, facilitando la propagación de árboles de vivero.

Las plantas de semilla de la mayoría de los cultivares de citrange son casi enteramente núceldares y forman troncos fuertes y no ramificados que se manejan con facilidad en el vivero. Al igual que en el naranjo trifoliado sobre patrones de citrange, sólo se deben usar yemas libres de exocortis, de otro modo se presentará achaparramiento y finalmente baja producción.

Limoncito Rangpur (*C. aurantifolia* x *C. reticulata*). En Brasil es el patrón más ampliamente usado para cítricos. Produce árboles vigorosos, muy fructíferos que son resistentes a la tristeza, pero muy susceptibles a la exocortis. En Texas se ha reportado que es más tolerante a las sales que otros patrones de cítricos. Algunas líneas del limoncito Rangpur aparecen como susceptibles al ataque de *Phytophthora*.

Alemow (*Citrus macrophylla*). Se emplea mucho en California como patrón para limones en áreas ricas en boros, debido a su tolerancia del mismo. Cuando se usan púas de cultivares de naranjo dulce es susceptible a la tristeza.

Cocotero (*Cocos nucifera* L.). (29, 176) Los árboles se propagan solamente por semilla y hay algunas cultivares denominadas que mantienen sus características en forma bastante confiable al ser propagadas por semilla. Es importante seleccionar las semillas de árboles que producen cosechas abundantes de frutos de alta calidad.

Los frutos generalmente se ponen a germinar en un semillero, seleccionando las plántulas que se desarrollan con rapidez y que tienen brotes fuertes, vigorosos. Los cocos, con toda su envoltura, se colocan a unos 30 cm de distancia en el semillero, plantándolos de lado, con el extremo del pedúnculo que contiene los "ojos" ligeramente elevados. El brote sale a través del ojo en el lado que tiene la parte más grande de la envoltura triangular. Tan pronto como esto ocurre (alrededor de un mes después de la siembra), el brote echa raíces a través de la envoltura y al interior del suelo. En 6 a 18 meses las plántulas están suficientemente grandes para ser trasplantadas a su sitio permanente.

Cola (*Cola nitida* Vent.). La propagación de la cola, la nuez tropical que contiene caféina y que se emplea para hacer bebidas refrescantes, se planta en gran parte por semilla directamente en el campo o, bien, en viveros para después pasar las plantas al campo. Las semillas para plantar deben cosecharse sólo cuando estén muy maduras. En el árbol de cola se presenta un patrón marcado de juvenilidad. Se requieren de 7 a 9 años para que las plántulas floreen, de tal manera que la propagación asexual usando las partes de crecimiento maduro es esencial para una producción temprana.

Se puede obtener el enraizamiento de estacas terminales foliosas en estructuras cubiertas con polietileno, pero no se ha tenido éxito con la aplicación de hormonas estimuladoras del enraizamiento. (231) Para la obtención de una producción comercial temprana se ha tenido bastante éxito empleando acodos aéreos, que producen después de 12 a 18 meses después de plantados. Los tratamientos con IBA ayudan al enraizamiento de los acodos. El injerto de parche también ha resultado un método exitoso de propagación vegetativa. (7)

Chirimoya (*Anona cherimola* Mill.). Se propaga injertando de hendedura o yemas en T de cultivares selectas en plántulas de chirimoya o de las especies afines *Anona squamosa* (Ata, manzana dulce), que da una planta enana o en *Anona reticulata* (corazón de buey, manzana de flan). Las dos últimas especies no se deben usar como patrones en áreas frías o en suelos mal drenados en los que están expuestas a la pudrición de las raíces.

Algunas formas originadas de semilla en México y en América del Sur se reproducen con bastante facilidad por semilla y en muchas regiones se usa casi exclusivamente reproducirlas en

esta forma. Las semillas retienen su viabilidad durante muchos años si se les conserva secas y germinan en unas cuantas semanas después de plantarlas. Después que las plántulas jóvenes llegan a tener de 7.5 a 10 cm de altura se deben pasar de las cajas a macetas pequeñas y cuando tienen unos 20 cm a recipientes más grandes o al campo.

Datilero (*Phoenix dactylifera* L.). (1, 2, 161, 191) La propagación de la palma datilera se hace por hijuelos o por semilla. Es una planta monocotiledónea que no tiene una región cambial continua, de tal manera que no puede ser propagada por injerto de púa o de yema. En las plantaciones comerciales la mayoría de los árboles son hembras, pero se necesitan unos cuantos árboles machos para la propagación. La palma datilera tiene capacidad para regenerarse de varios tejidos en sistemas de cultivo *in vitro*. (225)

En la propagación por semilla alrededor de la mitad de los árboles producidos son machos y las plantas hembras producen frutos de tipo variable y generalmente inferior. Por tanto, el productor comercial tiene poco interés en plantas procedentes de semilla, prefiriendo las cultivares superiores denominadas, aunque éstas deben propagarse vegetativamente por hijuelos. Las semillas de dátil germinan con facilidad.

Los hijuelos salen de yemas axilares cerca de la base del tallo. Si están cerca del nivel del suelo, desarrollan raíces después de permanecer de 3 a 5 años en el árbol madre. Los hijuelos grandes, bien enraizados, de 18 a 45 kg de peso tienen mayores probabilidades de crecer que los más pequeños. Los hijuelos que aparecen más arriba en el tronco pueden ser inducidos a enraizar si se coloca en su base un medio de enraizamiento húmedo, sostenido en una caja o un tubo de polietileno. Los hijuelos no enraizados que salen más arriba en el tallo se pueden cortar y hacer enraizar en el vivero, pero en porcentajes relativamente bajos.

Para cortar en forma adecuada un hijuelo de una palma datilera se necesita considerable habilidad. Se escarba y retira el suelo del hijuelo enraizado, pero dejando alrededor de la raíz un cepellón de tierra húmeda tan grande como sea posible. La conexión con el árbol madre debe ser expuesta en cada lado retirando la fibra suelta y las bases de hojas viejas. Para cortar el hijuelo se emplea un cincel especial que tiene en un lado una navaja plana y biselada en el otro. El primer corte se hace en el lado de la base del hijuelo cercano al tronco principal. El lado biselado del cincel se coloca hacia el árbol madre, con lo cual se hace un corte neto y liso en el hijuelo. Un solo corte puede ser suficiente, pero de ordinario se necesitan uno o más cortes en cada lado para separar al hijuelo. Este nunca debe separarse arrancándolo, sino debe cortarse limpiamente. Una vez separado, se debe manejar con mucho cuidado y volverse a plantar tan pronto como sea posible, cuidando que las raíces no se sequen (véase Fig. 14-12).

Durazno y Nectarina (*Prunus persica* Batsch). (58, 236) Los árboles de vivero de estos frutales se propagan por injerto de yema en T o por injerto de astilla en patrones obtenidos de semilla. El injerto de otoño es el más común, aunque también se practican el injerto de yema en primavera, o en regiones con temporadas largas de crecimiento, el injerto de junio.

Algunas cultivares de durazno se pueden propagar por estacas foliosas, suculentas, de madera suave, tomadas en primavera o verano, tratadas con algún material que estimule el enraice y puestas a enraizar en una cama de propagación bajo niebla. (38, 95) También, en regiones de invierno benigno, algunas cultivares de durazno pueden iniciarse de estacas de madera dura, si se tratan con ácido indolbutírico (4000 ppm durante 5 s) y luego se plantan en el vivero en otoño. (82) La propagación de duraznos por estacas no se ha practicado comercialmente pero es posible que se haga en el futuro en aquellas regiones en que se siguen sistemas de producción con alta densidad de árboles, que requieren un gran número de árboles de vivero de bajo costo. (53)

Patrones para durazno. (125, 165, 204) La mayoría de las cultivares de durazno se propagan sobre plantas de la misma especie obtenidas de semilla. A veces se usan patrones de albaricoque y almendro, así como (en Europa) de los clones de ciruelo "Brompton" y "Common Mussel". Las semillas de durazno deben estratificarse a unos 4 °C durante 3 a 4 meses y las de almendro cuatro semanas antes de plantarlas.

Durazno (*P. persica*). Las plántulas de durazno son los patrones más satisfactorios para este frutal y se deben emplear a menos de que haya condiciones especiales que ameriten el empleo de otros patrones. De ordinario se emplean las semillas de las cultivares "Elberta", "Halford", "Lovell" o "Rutgers Red Leaf", ya que germinan bien y producen plántulas vigorosas. Sin embargo, las plántulas de estas cultivares no son resistentes a los nematodos de la agalla de las raíces y donde éstos sean un problema se debe considerar el empleo de patrones de durazno resistentes. Las semillas de las cultivares que maduran temprano en la temporada no deben usarse debido a que de ordinario su porcentaje de germinación es bajo. Es mejor obtener semillas de la cosecha de la estación en curso, dado que la viabilidad disminuye con cada año de almacenamiento. Hay disponibles semillas de las cultivares "Lovell" y "Nemaguard" procedentes de árboles libres de los virus conocidos y deben emplearse siempre que sea posible.

Las raíces del durazno son bastante susceptibles al nematodo de agalla de la raíz (*Meloidogyne* spp.), en especial en suelos arenosos. También son susceptibles al nematodo de la lesión de las raíces, *Pratylenchus vulnus*. "Nemaguard", un patrón híbrido de *Prunus persica* x *P. davidiana* introducido por el USDA en 1959, produce plántulas que son uniformes y resistentes tanto a *M. incognita* como a *M. javanica* y que forman árboles fuertes y bien anclados, aunque ciertos cultivares de durazno y de ciruelo no han prosperado bien en el mismo y han mostrado susceptibilidad al cancro bacteriano (204) y a la pudrición de la corona. "Nemaguard" no es rústico en las zonas productoras de durazno más frías.

En 1967, la Canadian Department of Agriculture Research Station en Harrow, Ontario, introdujo un patrón de durazno muy resistente a las temperaturas bajas, que soporta temperaturas del suelo de -11 °C. Prospera bien en suelos ligeros, arenosos, dando un 15% de achaparramiento a la cultivar injertada. Sin embargo, es susceptible a los nematodos de la agalla de las raíces y de la lesión de las raíces. (125)

Los árboles de vivero injertados en patrón de durazno a menudo tienen un crecimiento no satisfactorio cuando se plantan en terrenos que habían tenido antes árboles de esta especie. Las raíces de durazno son susceptibles al hongo de la raíz del roble, la pudrición de la corona, agalla de la corona y al marchitamiento por verticillium.

Albaricoquero (*P. armeniaca*). Los albaricoqueros ocasionalmente se usan como patrones de durazno. La unión de injerto no siempre tienen éxito, pero numerosos árboles y plantaciones comerciales han producido bastante bien con esta combinación. Al parecer las plántulas del albaricoquero "Blenheim" son mejores patrones para durazno que las de "Tilton". La raíz del albaricoquero es altamente resistente al nematodo de la agalla de la raíz pero no al de la lesión de las raíces.

Almendro (*P. amygdalus*). Las plántulas de almendro se han empleado con éxito limitado como patrones para durazno. Hay árboles de esta combinación que crecen bien, pero en general no es una combinación satisfactoria. Los árboles a menudo son enanos y tienden a ser de vida corta.

Cerezo arenícola del oeste (*P. besseyi*). Cuando se ha usado este patrón en unos cuantos experimentos como patrón achaparrante para varias cultivares de durazno, se ha encontrado

que aunque las uniones de la yema son excelentes, alrededor del 40% de los árboles de vivero no sobrevivieron. Sin embargo, los restantes crecieron bien y se desarrollaron a formar árboles enanos típicos, con follaje sano, de color verde intenso. Los árboles produjeron frutos de tamaño normal en el segundo o tercer año, después de su trasplante al huerto. (15)

Cerezo de Nanking (P. tomentosa). Es apropiado como patrón achaparrante para ciertas cultivares de durazno.

Ciruelos "Brompton" y "St. Julien". En Inglaterra estos patrones han resultado compatibles con todas las cultivares de durazno y nectarina que se les han injertado, produciendo árboles de medianos a grandes. En Inglaterra con rareza se utilizan para el durazno patrones de plántulas de la misma especie.

Frambuesa negra (Rubus occidentalis L.) y Púrpura (R. occidentalis x R. idaeus). El acodo de punta es el método usual de propagación de éstas especies, enraizando más fácilmente la frambuesa negra que la púrpura. La frambuesa negra puede también propagarse por estacas de hoja con yema, formándose las raíces en alrededor de 3 semanas. Las estacas se deben tomar al principio del verano y enraizarse bajo condiciones de humedad elevada o en una estructura de propagación bajo niebla.

Frambuesa roja (Rubus strigosus Michx., R. idaeus L.). La frambuesa se propaga muy fácilmente removiendo los vástagos de un año de edad. Generalmente, estos vástagos se sacan al principio de la primavera teniendo cuidado de dejarles pegado un pedazo de la raíz vieja. También se pueden usar vástagos jóvenes, verdes, de madera nueva, extrayéndolos en primavera poco tiempo después que aparecen sobre el terreno. Al sacarse esas plantas deberán estar empezando a echar raíces nuevas. Se saca con ellas un trozo de la raíz vieja. Estos vástagos se deberán tomar y trasplantarse en tiempo fresco y nublado y deberán regarse bien después de trasplantados, pues de otro modo no sobreviven. Se puede estimular la producción de vástagos insertando profundamente a intervalos una pala en la cercanía de las plantas viejas para cortar las raíces. Cada pedazo de raíz echará un brote. La producción de vástagos también puede estimularse con la aplicación de paja o serrín como mantillo. Los virus y la agalla de la corona pueden causar problemas en la frambuesa roja, por lo cual los hijuelos se deben tomar sólo de plantas limpias obtenidas de viveros que se especializan en plantas certificadas.

La frambuesa roja se puede propagar por estacas de raíz. (109, 226) De las raíces gruesas es mejor hacer secciones de 15 cm de largo, y de aquellas delgadas, de 5 cm. Se aconseja plantarlas a poca profundidad, 13 mm. (105) Si se tiene buen cuidado, en un año se obtienen de ellas plantas fuertes de vivero.

Las estacas de madera suave, con hojas, tomadas al comienzo de la primavera de hijuelos jóvenes que apenas estén saliendo del suelo, con una porción de 2 a 5 cm ahilada debajo del terreno, enraizan casi en un 100% cuando se les coloca en una estructura de propagación. (244) Las estacas de raíz tomadas directamente de las varas casi son imposibles de hacer que enraícen.

Fresa (Fragaria X ananassa Duch.). (70, 169, 196, 227, 243) Las fresas se propagan por estolones o en los tipos de producción continuada (que producen pocos estolones), por división de la corona. Las plantas se pueden producir con facilidad en masa de micropropagación, usando cultivos *in vitro* de puntas de tallo. (42, 117) La propagación por semilla se usa sólo en programas de mejoramiento para desarrollar nuevas cultivares. Tratando la semilla antes de plantarla con ácido sulfúrico durante 15 a 20 min se obtiene una buena germinación. (198)

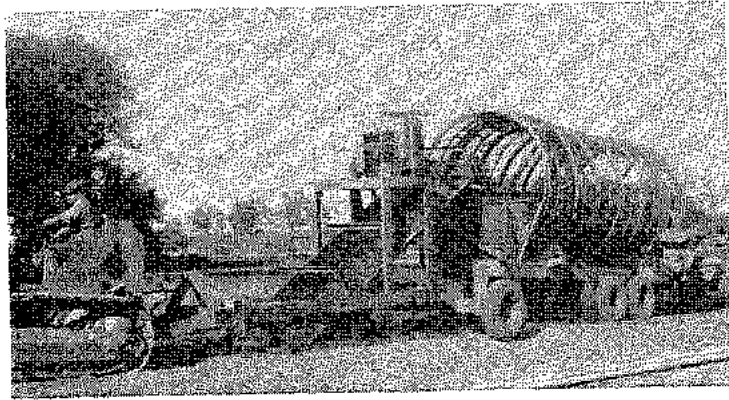


Fig. 18-2 Equipo usado para la extracción en gran escala de plantas de fresa. Todo el surco es levantado a un tambor giratorio que separa las plantas del suelo. Luego, las plantas se empacan en sacos de manila húmedos y se llevan a los tejabanés para su limpieza y empaque. Cortesía de Wheeler's Nursery, Los Molinos, California.

La producción comercial de plantas de fresa de vivero implica alguna forma de registro y certificación para proporcionar a los cultivadores plantas libres de organismos patógenos y que sean de la cultivar indicada. (60) Se han eliminado los virus de los clones de fresa mediante el cultivo de puntas meristemáticas, con o sin tratamiento adicional de calor. (35, 211)

La mayoría de las cultivares de fresa son plantas de día corto que producen estolones en el verano, inician yemas florales en otoño y son enfiadas en el invierno para que puedan producir flores y frutos en primavera.

Los viveros se plantan en primavera y las nuevas plantas de estolones se sacan en el otoño e invierno siguiente, después de que maduran y están en letargo. Este material original para plantación procede de "bloques madres" especiales mantenidos en aislamiento para prevenir la infección en virus y otros organismos patógenos.

En California, a fin de producir plantas que den una respuesta óptima en un área específica de producción, las plantas se sacan de los surcos del vivero principalmente en el otoño. La extracción debe completarse en primavera antes de que las plantas empiecen a crecer, en particular si se van a conservar en almacén frío. Disponen de máquinas especiales para extraer cantidades grandes de plantas (Fig. 18-2). Inmediatamente después de sacadas, las plantas se llevan

a galpones de empaque en donde se les quitan todas las hojas y pecíolos. Las plantas se empaquetan en cajas de cartón o de madera con ventilas, para su almacenamiento o embarque colocando un forro de polietileno (de 0.75 a 1.5 mm) para protegerlas del secamiento. (246) Por lo general, se manejan en unidades de 1000 a 2000 plantas, dependiendo de su tamaño. Las plantas se acomodan bien ajustadas en las cajas, con la raíz hacia el centro. Esas plantas se pueden almacenar y conservar en buenas condiciones durante un año si se les mantiene a una temperatura entre -1 y 2 °C, lo cual permite a los productores comerciales de ciertas áreas plantar en el verano y el otoño. (76)

La micropropagación se ha convertido en una importante alternativa comercial en la propagación de fresas y se han construido laboratorios que pueden producir anualmente varios millones de plantas. (14, 42) Sin embargo, la producción comercial puede implicar una combinación de procedimientos de laboratorios para los bloques madre y de operaciones de multiplicación en el campo. (117)

Las cultivares de producción continua se propagan por división de coronas. Algunas de ellas, como la "Rockhill", pueden producir para el final de la estación de crecimiento de 10 a 15 coronas fuertes por planta. En primavera, esas plantas se sacan del terreno y se dividen en partes con todo cuidado. Cada corona puede usarse como una nueva planta.

Feijoa (*Feijoa sellowiana* Berg.). (110) La propagación se puede hacer por semillas, las cuales germinan sin dificultad. Se les debe iniciar en cajas con suelo y trasplantarlas después a los surcos del vivero. Es posible injertar cultivares en plántulas de feijoa, aunque es difícil obtener un porcentaje elevado de uniones exitosas. También se pueden hacer enraizar en una estructura cerrada estacas foliosas de madera suave tratadas con alguna sustancia estimuladora del enraizamiento.

Granado (*Punica granatum* L.). El granado se propaga con facilidad por estacas de madera dura. Por lo general, después de una estación de crecimiento las plantas están de tamaño suficiente para pasarse a su sitio definitivo. Las estacas de madera suave tomadas durante el verano también enraizan con facilidad si se les mantiene en condiciones de humedad elevada. El granado forma hijuelos y éstos se pueden sacar durante la estación de reposo con una porción de raíz adherida.

Grosellero (*Ribes* spp.). Se propaga con facilidad por estacas de madera dura que se obtienen de brotes bien madurados del crecimiento del verano anterior. A fines de otoño se hacen estacas de 20 a 25 cm de largo, se almacenan en arena, serrín o musgo turboso húmedos, a unos 2 °C y se plantan temprano en primavera. Las plantas se pueden trasplantar al sitio definitivo en uno o dos años, según su desarrollo. También se puede propagar por acodado de montículo.

Grosellero silvestre chino Ver Kiwi.

Guayabo (*Psidium cattleianum* Sabine, la guayaba Cattley o fresa y *Psidium guajava* L., la granada común tropical o limón). (136) En el guayabo Cattley no hay cultivares mejoradas y la mayor parte de las plantas de vivero se propagan por semilla. Parece que esta especie al reproducirse por semilla se mantiene bastante fiel al tipo original, usándose como fuentes de semilla los mejores árboles con frutos grandes. Es muy difícil reproducirlas por medios vegetativos.

En la guayaba común hay algunos cultivares denominados, pero no son propagados extensamente, quizá debido a las dificultades de su propagación asexual. La mayoría de los árboles de esta especie se propagan por semillas, las cuales germinan fácilmente y en porcentajes altos, pero no reproducen con fidelidad el tipo original. La semilla se deberá tomar de los árboles de

mejor tipo que se dispongan y las flores que van a producir las semillas deben autofecundarse, lo cual en esta especie reduce el grado de variabilidad.

Las plántulas son algo susceptibles a los organismos que ocasionan el ahogamiento, de modo que deben iniciarse en suelo esterilizado o protegerse con fungicidas. Cuando las plántulas tienen alrededor de 4 cm de altura deben transportarse a macetas individuales. En 6 meses las plantas deben alcanzar una altura de alrededor de 30 cm y pueden trasplantarse a su sitio permanente.

Para la propagación en gran escala de cultivares de guayaba es necesario recurrir al injerto de púa o de yema. Se ha tenido éxito empleando el método de astilla, efectuado en cualquier época del verano, empleando yemas de madera verde de cultivares selectos para insertar en patrones obtenidos de semilla de unos 5 mm de grueso. Se emplea una cinta de material plástico para cubrir la yema. Unas tres semanas después de hecho el injerto, se corta el patrón arriba de la yema insertada. (111) Las estacas enraizan con dificultad y los mejores resultados se obtienen haciendo enraizar bajo niebla brotes suculentos, después de tratarlos con ácido indolbutírico. (172).

El acodo aéreo ha dado buenos resultados. El acodado simple y el de trinchera son métodos efectivos para iniciar nuevas plantas. Los acodos se pueden envolver estrechamente con alambre, justo abajo del punto en que se desean las raíces. También se les puede anillar y aplicar ácido indolbutírico (a razón de 500 ppm) en lanolina, frotándolo en los cortes para estimular el enraizamiento. (143)

Hickory (*Caria ovata* [Mill] C. Koch—Hickory de corteza áspera). Las cultivares de hickory se propagan por injerto de púa o de yema en patrones de la misma especie o de pecanero (*C. illinoensis*) obtenidos de semilla. (140) Sin embargo, debido a las dificultades que se presentan en el injerto y el trasplante de los árboles, se plantan muy pocos ejemplares injertados. La mayoría de los árboles que se cultivan proceden directamente de semilla.

Para evitar las fallas de trasplante debidas a la larga raíz primaria de estos árboles, en primavera en el lugar permanente se siembran varias nueces estratificadas. El mejor árbol se conserva para injertarlo de copa, de ordinario por el método de corteza, con la cultivar deseada, aunque no existen para esto, normas bien establecidas. Si se van a usar árboles de vivero, la raíz principal se debe cortar un año antes de que se saquen del mismo, o bien, se trasplanta el árbol en el vivero una o dos veces para forzar el desarrollo de raíces laterales.

Las nueces de hickory, cuando se plantan durante la primavera, germinan sin necesidad de estratificación, pero se deben conservar en el almacenamiento frío y húmedo hasta que vayan a sembrarse. En los climas fríos, la siembra de otoño tiene éxito si el suelo tiene suficiente mantillo para evitar la congelación y el deshielo excesivos.

Para la propagación comercial de los hickories, los viveristas utilizan el injerto de parche, de ordinario a fines del verano. Las plántulas que van a seguir de patrones se dejan crecer dos años o más para que puedan ser injertadas.

Higuera (*Ficus carica* L.). (34, 122) La higuera se propaga con facilidad por estacas de madera dura. La madera de 2 a 3 años de edad o las partes basales de ramas vigorosas con un mínimo de médula son adecuadas para estacas. Para obtener los mejores resultados, las estacas se deben preparar temprano en primavera, con bastante anticipación a la apertura de las yemas, dejando encallecer las bases unos diez días alrededor de 24 °C en viruta de madera o serrín antes de plantarlas. Las estacas se dejan crecer en el vivero una o dos temporadas y luego se trasplantan a su lugar definitivo. Un método común en los países europeos es plantar estacas largas de 0.9 a 1.2 m, enterrándolas por completo en el sitio en que se va a cultivar el

árbol permanentemente; para aumentar las probabilidades de éxito, a veces se plantan dos estacas, esperando que una de ellas crezca.

La higuera se puede injertar de yema, usando ya sea yemas en T insertadas en ramas vigorosas de un año que crezcan en árboles podados severamente o por injertos de yema de parche en ramas más viejas.

Las raíces de la higuera son resistentes al hongo de la raíz del roble (*Armillaria mellea*) y a la marchitez por verticillium, pero son bastante susceptibles a los nematodos de la agalla de la raíz (*Meloidogyne* spp.) y de las lesiones por nematodos (*Pratylenchus vulnus*). 34)

La propagación por semilla sólo se usa para la obtención de nuevas variedades. Las semillas pequeñas se pueden hacer germinar con facilidad en caja con suelo bien preparado. Primero se deben separar las semillas fértiles de las estériles colocándolas en agua; las fértiles se hunden mientras que las estériles flotan.

En la higuera se pueden hacer acodos aéreos. Las ramas de un año, si se acodan temprano en primavera, de ordinario están bien enraizadas para mediados del verano.

Jujube (*Zizyphus jujuba* Mill.). Dátil chino. Las cultivares de más importancia, "Lang" y "Li" se propagan por injertos de yema o de púa en plantas obtenidas de semilla. Antes de plantarlas, las semillas de jujube deben estratificarse a unos 4 °C durante varios meses. El jujube se puede propagar por estacas de raíz o estacas de tallo de madera dura.

Kiwi (*Actinidia chinensis* Planch.). (17, 57, 148, 169) Grosellero chino. Es una planta frutal subtropical, de tallo trepador, dioica, por lo cual para obtener frutos hay que plantar enredaderas tanto masculinas como femeninas. A veces se propaga injertando de yema o de púa las cultivares en patrones obtenidos de semilla, pero en la mayor parte se propaga por estacas foliosas de madera semidura, bajo niebla. Las estacas de madera dura también enraizan. Asimismo, se han obtenido plantas nuevas con técnicas de cultivo *in vitro*, usando explantes de raíces o tallos. (83)

Propagación por semilla. Se puede usar la propagación por semilla, pero el sexo de la enredadera no puede determinarse sino hasta que llegan a la fructificación en siete años o más. Se escogen las semillas de frutos suaves, bien madurados, se secan y se almacenan a 5 °C. Después de mantenerlas cuando menos dos semanas a esta temperatura, durante 2 a 3 semanas se someten las semillas a temperaturas fluctuantes de 10 °C en la noche y 20 °C en el día.

Estacas. Se pueden usar estacas foliosas de madera semidura, tomadas de fines de primavera a mediados de verano, que se ponen a enraizar bajo niebla después de tratarlas con ácido indolbutírico en talco, al 0.8%. Es útil sumergir las bases de las estacas en captano. Las estacas de madera dura, tomadas o mediados de invierno y plantadas en invernadero se pueden hacer enraizar si se tratan con una concentración elevada de alguna hormona de enraizamiento. También se pueden obtener plantas de estacas de raíz.

Injerto de púa y de yema. Las plántulas pueden ser injertadas con éxito usando el método de lengüeta con madera de púas en estado de reposo. El injerto de yema en T, a fines del verano, también tiene éxito. Se cree que las plantas injertadas en patrones obtenidos de semilla resultan más vigorosas que las iniciadas por estacas enraizadas.

Limonero (Lemon, Lime). Véase Cítricos.

Litchi (*Litchi chinensis* Sonn.). Las plantas de litchi obtenidas de semilla resultan inferiores, por lo cual muchas de las cultivares de esta especie se propagan por métodos asexuales, princi-

palmente por acodos aéreos, los cuales pueden hacerse en cualquier época del año, aunque los mejores resultados se obtienen en primavera o verano. (136) Los acodos aéreos grandes resultan más fáciles que los pequeños.

Se ha obtenido un enraizamiento bastante elevado de estacas de puntas tomadas de un período de desarrollo y puestas a enraizar bajo niebla a pleno Sol. El empleo de sustancias que estimulan el enraizamiento resulta benéfico. Las estacas de madera dura tomadas de un nuevo ciclo de crecimiento en su fase activa han enraizado con mayor facilidad que aquellas tomadas de estacas de madera dura en reposo.

Las semillas de litchi germinan en dos a tres semanas si se plantan de inmediato al sacarlas del fruto, pero pierden su viabilidad en unos cuantos días si no se plantan. Con rareza se cultivan árboles procedentes de semilla para obtener fruta, ya que requieren de 10 a 15 años para entrar en producción y es muy probable que el fruto resulte de mala calidad. (30)

Loganberry. Véase Zazzamora.

Macadamia (*Macadamia integrifolia* Maiden & Betche y *M. tetraphylla* L. Johnson). (81, 189) Este árbol siempre verde, subtropical, que produce nueces, se puede propagar por semilla, pero en general se practica la propagación de unas cuantas selecciones superiores por injerto. La macadamia es muy resistente a *Phytophthora cinnamomi* y tolera suelos arcillosos pesados.

Las semillas nuevas se deben plantar en otoño tan pronto como maduren ya sea directamente o en caja de arena en un sombreadero, y luego se trasplantan al vivero o a recipientes de polietileno (véase Fig. 2-16) después que las plántulas tengan de 10 a 15 cm de altura. Es importante no romper las nueces porque son atacadas fácilmente por los hongos. Sólo se deben usar semillas que se pelen cuando se colocan en agua. (81) Las semillas retienen su viabilidad alrededor de 12 meses almacenadas a 4 °C, pero a temperatura ambiente la viabilidad empieza a descender después de unos 4 meses. La escarificación o el remojo en agua caliente apresuran la germinación.

Los clones selectos se propagan por alguno de los métodos de injerto de costado. Se deben retener por algún tiempo las hojas en el patrón. Se estimula una rápida cicatrización de la unión de injerto si se detiene el crecimiento del patrón antes de injertar, con escasez de agua o deficiencia de nitrógeno para permitir la acumulación de carbohidratos. También anillando las ramas de las que se van a obtener las púas varias semanas antes de que se tomen para injertarlas aumenta su contenido de carbohidratos y estimula la cicatrización de la unión. Por lo general, los injertos de yema no han tenido éxito. (50) *M. tetraphylla* es el patrón preferido para las cultivares de *M. integrifolia*. (81, 217)

La macadamia se puede propagar haciendo enraizar estacas foliosas de madera semidura tomadas del crecimiento de la estación en curso, siendo mejores las estacas de puntas de 7.5 a 10 cm de largo. El tratamiento con ácido indolbutírico a razón de 8000 a 10 000 ppm resulta benéfico. Para su enraizamiento, las estacas se deben colocar en una estructura de propagación cerrada o bajo niebla intermitente. El calor en el fondo de 24 °C resulta benéfico. Existen marcadas diferencias entre las cultivares respecto a su facilidad de enraizamiento. Las estacas de *M. tetraphylla* enraizan con más facilidad que las de *M. integrifolia*. Debido a su sistema radical somero, las estacas enraizadas no se usan ampliamente para plantaciones comerciales.

Mandarina Véase Cítricos.

Mango (*Mangifera indica* L. (27, 207) La mayoría de las plantaciones de este frutal tropical siempreverde son procedentes de semilla, aunque hay muchas selecciones superiores que se mantienen por medios vegetativos de reproducción. Los cultivares poliembriónicos son de ocurrencia común en mango. Las plántulas pueden ser de origen sexual o nucelar, ocurriendo

simultáneamente en la semilla una condición u otra, o ambas. Sin embargo, el desarrollo de varios brotes de una semilla no indica necesariamente la presencia de embriones nucelares, ya que en ciertas variedades se desarrollan brotes de abajo del suelo, saliendo en las axilas de los cotiledones de un embrión, el cual puede o no ser de origen cigótico. (6) Los cultivares monoembriónicos no se deben propagar por semilla ya que no reproducen con fidelidad su tipo.

Las semillas de mango se usan ya sea para producir una plántula nucelar fiel al tipo de algún clon superior o a un patrón que se injerta de yema o púa con el clon deseado. Las semillas se deben plantar tan pronto como maduren, aunque se les puede almacenar en los frutos o en bolsas de polietileno a unos 21 °C, cuando menos por 2 meses. Se deben evitar temperaturas de almacenaje bajas (abajo de 10 °C) y un secamiento excesivo. Removiendo el endocarpio duro que rodea la semilla y plantándola en seguida en medio esterilizado, se debe tener una buena germinación en 2 o 3 semanas. Una vez que la plántula empieza a crecer se debe trasplantar con prontitud a botes o macetas o a los surcos del vivero.

En Florida los mangos se propagan comúnmente por un tipo de injerto de enchapado o por injerto de astilla. Una semana después de injertar de yema, el patrón se corta unas dos o tres hojas arriba de la yema y se remueve totalmente encima de la yema cuando los brotes de ésta tienen unos 8 a 10 cm de largo. La mejor madera para yemas de injerto se prepara de crecimiento terminal, de 6 a 10 mm de diámetro, que ha endurecido. Se remueven las hojas, excepto las dos o tres terminales. Las yemas se hinchan en 2 o 3 semanas y están listas para usarse. Si las yemas se van a usar en patrones mayores de 3 semanas de edad, el anillado en la base de las ramas de las cuales se van a tomar las yemas, practicado unos 10 días antes que vayan a emplearse aumenta su contenido de carbohidratos y parece que estimula la cicatrización. La mejor edad para injertar de yema es cuando las plántulas enraizadas tienen de 2 a 3 semanas de edad, en su estado rojo succulento. De 4 a 6 semanas después del injerto la yema debe empezar a crecer. (136) También se han tenido buenos resultados con el injerto de yema en T.

El injerto de aproximación, llamado "arqueado" en la India, se ha empleado en la propagación del mango desde tiempos remotos. El injerto de enchapado, también ha dado buenos resultados: (155) al igual que el de silla de montar. (223) Los patrones que se usan, en su mayor parte proceden de semillas diversas, aunque los patrones de líneas selectas monoembriónicas pueden propagarse por acodo aéreo o por estaca y después multiplicados clonalmente por acodo en banquillo. (154)

El acodo aéreo tiene éxito especialmente cuando las ramas ahiladas se tratan con ácido indolbutírico a 10 000 ppm. Con este tratamiento se ha obtenido 100% de enraizamiento con 90% de supervivencia. (156) El mango es difícil de propagar por estacas, pero puede lograrse usando estacas con hojas, bajo niebla y con tratamientos de ácido indolbutírico.

Manzano (*Malus pumila* Mill., *M. sylvestris* Mill., *M. domestica* Borkh.). Se usa en su propagación el injerto de yema en T, practicado ya sea en otoño o primavera en patrones procedentes de semilla o clonales. El injerto de yema por astilla también tiene éxito. En algunos lugares se usan injertos de raíz, por lo general, de raíz entera. La propagación de cultivares por estacas de madera dura, exceptuando a ciertos patrones clonales, se usa con rareza. Es posible hacer enraizar estacas de madera suave bajo niebla, pero este método no se usa comercialmente. Se han empleado métodos de micropropagación para multiplicar manzanos de vivero. (116, 215, 252)

Todos los patrones para manzano, ya sean procedentes de semilla o clonales, pertenecen al género *Malus*, aunque el manzano crece por algún tiempo y aun empieza a producir injertado en patrones de peral (*Pyrus communis*).

Los patrones de manzano procedentes de semilla se usan ampliamente en los estados del oeste y sureste de los EUA. Los patrones clonales achaparrantes tienen más preferencia en los estados del oeste medio y del noroeste de EUA y en Europa.

Patrones para manzano (23, 40, 157, 216).

Patrones obtenidos de semilla. Las cultivares de manzano injertadas en patrón obtenido de semilla producen un árbol más grande que injertadas en la mayoría de los patrones clonales.

Se usan ampliamente y con éxito plántulas (procedentes de semilla) de las cultivares "Delicious", "Golden Delicious", "McIntosh", "Winesap", "Yellow Newton", "Rome Beauty" (en particular "Delicious"). Dichas plántulas son bastante uniformes y no se han presentado problemas de incompatibilidad. Sin embargo, al comprar la semilla a menudo es difícil determinar la fuente de la misma. En las porciones más frías de los EUA (en las Dakotas y Minnesota) se usan el manzano crab siberiano (*Malus baccata*) que es más rústico y plántulas de cultivares tales como "Antonovka", que tienen en su composición genética parte de *M. baccata*. En Polonia, las plántulas de "Antonovka" son el patrón principal para manzanos. Algunos viveros de Columbia Británica, Canadá, usan plántulas de "McIntosh" por su resistencia a las bajas temperaturas, crecimiento erecto en el vivero y caída temprana de las hojas en otoño, aunque tiende a ser algo susceptible a la raíz vellosa, una forma de la agalla de la corona y al mildiú pulverulento. Los árboles resultantes tienden a ser variables en tamaño y comportamiento.

Los manzanos con número triploide de cromosomas como "Gravenstein", "Baldwin", "Stayman Winesap", "Arkansas", "Rhode Island Greening", "Bramley's Seedling" y "Tompkins King" producen semillas que son de baja viabilidad y no se recomiendan como fuente de semilla. Las semillas de "Walthy", "Jonathan" o "Hibernal" no han dado resultados satisfactorios.

La fuente principal de semillas es el bagazo de las manzanas procesadas. Para la siembra en primavera, las semillas requieren para germinar estratificación de 60 a 90 días, a temperaturas de 2 a 7 °C. Algunos viveros plantan las semillas en otoño para que reciban el enfriamiento natural del invierno. Para evitar que las plántulas se tuérgan al salir de la costra del terreno, éste se debe rastrillar en la primavera. Para obtener un sistema radical ramificado, se puede hacer un corte debajo de las plántulas cuando están pequeñas para impedir que desarrollen una raíz pivotante. Sin embargo, cuando se injerta de banco, se prefiere una raíz recta. Las plántulas que no alcancen un tamaño satisfactorio en un año se deben eliminar.

Se han probado varias especies asiáticas de *Malus* como patrones achaparrantes o semiachaparrantes o como patrones intermedios de las cultivares de manzano. (192, 193) Algunas de éstas, *Malus hupehensis*, *M. toringoides*, *M. sargentii* y *M. sikkimensis* son apomícticas. Estos patrones son moderadamente rústicos y resistentes a la agalla de la corona. Las plántulas de *Malus sikkimensis* son uniformes y las cultivares que se han injertado en ellas tienen un crecimiento restringido y empiezan a producir temprano. Sin embargo, esos árboles son relativamente improductivos en comparación con los formados con los patrones achaparrantes Malling.

Las raíces del manzano son resistentes a los nematodos de la agalla de la raíz y de la lesión de las raíces, moderadamente resistente al hongo de la raíz del roble y muy resistentes a la marchitez por verticillium.

Patrones clonales. Se han desarrollado numerosos patrones clonales, propagados asexualmente, para manzano, todos ellos pertenecientes a la especie *Malus pumila*. Al usar estos patrones clonales es importante obtener sólo material probado respecto a virus. Todos los patrones clo-

nales de manzano que se enumeran a continuación tienen defectos. En varios países productores de manzana, se tienen en desarrollo programas de crianza y prueba de patrones para desarrollar nuevos patrones achaparrantes y semiachaparrantes que los reemplacen. (41)

"*Alnarp 2*". Este patrón fue desarrollado en Suecia y se usa ampliamente por sus propiedades de resistencia a las temperaturas bajas de invierno. Las raíces tienen buen anclaje y da una reducción de tamaño de alrededor del 20% en comparación con árboles injertados en patrones procedentes de semilla. Es susceptible al pulgón lanífero y a la mancha de fuego.

"Robusta No. 5" (*M. robusta* [*M. baccata* x *M. prunifolia*]). Este patrón clonal de manzano, vigoroso, muy rústico, que se propaga por acodado de banquillo o estacas de tallo, se desarrolló en la Central Experimental Farm, Ottawa, Canadá. Aparentemente es resistente a la mancha de fuego y a la agalla de la corona y parece ser compatible con la mayoría de las cultivares de manzano. Se emplea mucho como patrón de manzano en el este de Ontario y en Quebec, así como en los estados de Nueva Inglaterra. Es el mejor patrón para donde se requiera una gran resistencia a las bajas temperaturas de invierno, pero tiene requerimientos de enfriamiento bajos y el hábito desfavorable de empezar a crecer demasiado temprano en primavera después de 3 o 4 días cálidos al final de invierno. No es un patrón achaparrante.

Serie Malling. Principiando en 1912, la East Malling Research Station de Inglaterra seleccionó y clasificó una serie de patrones para manzano propagados vegetativamente que tenían sobre la cultivar injertada un efecto que iba desde muy achaparrante hasta muy vigorizante. (248) Esta influencia del control del tamaño se modifica por la cultivar que se les injerte. Sin embargo, la influencia achaparrante o reductora de tamaño de estos diversos patrones no se extiende al tamaño del fruto, en especial en árboles enanos jóvenes, en los cuales a menudo es mayor que en los árboles de tamaño estándar.

Aparentemente los patrones Malling forman uniones de injerto completamente compatibles con la mayoría de las cultivares de manzano. En varias partes del mundo se han plantado árboles formados sobre esta serie de patrones en extensiones diversas. Dichos patrones han demostrado ser rústicos excepto en regiones con invierno en extremo crudo, como en el norte de los EUA y en Canadá. Se han comportado muy bien en suelos tanto pesados como ligeros, pero ninguno de ellos es resistente al pulgón lanífero.

Serie Malling-Merton. (178) La John Innes Horticultural Institution y la East Malling Research Station ambas de Inglaterra, empezaron en 1928 a trabajar juntos en la crianza de una nueva serie de patrones para manzano para proporcionar resistencia al pulgón lanífero y dar una gama de vigor del árbol. De este grupo en la actualidad sólo se usan mucho los patrones "MM 111" y "MM 106". Ambos muestran resistencia al pulgón lanífero. Sin embargo, estos patrones han sido atacados fuertemente por este insecto en África del Sur, quizás debido a la presencia en ese país de una raza diferente del pulgón lanífero. (66)

Otras características mejoradas de las cultivares asociadas con estos patrones incluyen alto rendimiento, inducción de precocidad de la floración (con algunos patrones), árboles bien anclados (con algunos patrones), ausencia de formación de hijuelos y buenas cualidades de propagación.

Todos los patrones Malling y Malling Merton se propagan con facilidad por acodado en camas de banquillos. (24) Cierta número de patrones clonales, notablemente "Malling 26", "MM 106" y "MM 111" responden muy bien a la propagación por estacas de madera dura. Algunos de estos patrones clonales se han producido con métodos de micropropagación. (112, 212) Mediante un esfuerzo combinado de la East Malling y la Long Ashton Research Station de

Inglaterra, se ha desarrollado en ambos grupos material probado para virus y se ha distribuido con las designaciones EMLA 7, EMLA 9, EMLA 26, EMLA 27, EMLA 206, EMLA 111, etc. Estos patrones forman árboles con 10 a 15 % de vigor que los patrones infectados de virus de los mismos clones.

A continuación se presenta un resumen de las características de los más útiles de estos dos grupos de patrones clonales, agrupados de acuerdo con su efecto sobre el vigor de la cultivar que se le injerte. Sin embargo, la cultivar específica que se injerte en ellos tiene una influencia definida sobre el tamaño del árbol compuesto. En los EUA, los más populares de estos patrones son Malling 7, 9, y 26 y Malling-Merton 106 y 111.

Patrones achaparrantes

"Malling 27" (179). Este es, con mucho, el más achaparrante de todos los patrones Malling, produciendo árboles de sólo alrededor de 1.25 m de altura, aproximadamente de la mitad de los injertados en "Malling 9". Es un cruzamiento entre "Malling 13" y "Malling 9", pudiendo tener uso en plantaciones de alta densidad. En 1970 la East Malling Research Station empezó la distribución de material probado para virus. También puede usarse como un patrón intermedio para dar un efecto achaparrante.

"Malling 9" ("Jaune de Metz"). Se originó como una plántula espontánea en Francia en 1879 y se ha usado ampliamente en Europa como patrón para manzanos. En sí mismo es un árbol enano y es un valioso patrón achaparrante con mucha demanda para producir árboles pequeños para el huerto casero o para plantaciones comerciales de alta densidad. El espaciamiento recomendado entre árboles es de 1.8 × 3.6 m. Estos árboles con rareza llegan a más de 2.8 m de altura en su madurez y por lo común empiezan a producir en el primer o segundo año después de plantados. Hay disponible material de propagación probado respecto a virus.

"Malling 9" tiene numerosas raíces gruesas, carnosas y quebradizas y requiere un suelo fértil. El árbol necesita estaca o espaldera para su sostén. Es resistente a la pudrición del cuello (*Phytophthora cactorum*) pero susceptible a la agalla de la corona, la mancha de fuego y el pulgón lanígero del manzano. Las raíces son sensibles a las temperaturas bajas. Se propaga por acodado en banquillos.

Cuando se utiliza como patrón intermedio en el injerto doble produce achaparramiento de la cultivar injertada, pero menos que cuando se usa como patrón. (193, 229)

"Malling 26". Este patrón fue introducido en 1959 en la East Malling Research Station, originándose de un cruzamiento entre "Malling 9" y "Malling 16". Tiene mejor anclaje y produce árboles un poco más grandes y fuertes que "Malling 9" pero menos que "Malling 7" o "MM 106", pero aún así es un árbol que requiere tutor. El espaciamiento sugerido entre los árboles es de 3 × 4.2 m. Se propaga por estacas de madera suave bajo niebla o por estacas de madera dura (99) pero es un mal productor en las camas de banquillos. Es bastante resistente a las temperaturas bajas, pero no tolera suelos pesados o mal drenados y es muy susceptible a la mancha de fuego.

Patrones Semiachaparrantes

"Malling 7a". Este patrón produce árboles algo más grandes que los formados sobre el patrón "Malling 26". "Malling 7a" tiene un sistema radical más fuerte y profundo que "Malling 9" y produce un árbol semiachaparrado de producción precoz. Tolerancia el exceso de humedad del suelo, pero es susceptible a la agalla de la corona y no tiene muy buen anclaje, necesitando tutor en los primeros años. Al parecer tiene un buen crecimiento en una amplia gama

de temperaturas del suelo. (145) El espaciamiento sugerido para los árboles es de 4.2 × 4.8 m. Este patrón tiene la característica indeseable de ahijar mucho y los árboles no son muy resistentes a las temperaturas bajas de invierno. "Malling 7a" se propaga con facilidad por acodado en banquillo o por estacas foliosas bajo niebla. (La designación "a" indica que es un clon libre de ciertos virus presentes en el "Malling 7" original que ha sido removido con terapia de calor.)

"*Malling-Merton 106*". Este patrón produce árboles de cerca de la mitad del tamaño de aquellos injertados en patrón procedente de semilla y casi iguales a los injertados en "Malling 7a", pero es más productivo, dando una cosecha más temprana. En los EUA es el patrón clonal que se usa más extensamente y en Inglaterra es el patrón clonal de manzano más popular para árboles de matojo y para setos. En buenos suelos, el injertarlo con algunas cultivares puede producir un árbol de tamaño normal. Las raíces se anclan bien y no produce hijuelos. La distancia sugerida de plantación es de 4.2 y 5.4 m. En algunas áreas "MM 106" es susceptible a la pudrición del cuello, lo cual puede ser su principal defecto. No ha sido afectado por la mancha de fuego. Crece bien en el vivero pero deja caer sus hojas en otoño más tarde que la mayoría de los otros patrones y no es resistente a las heladas tempranas de otoño. Las estacas de madera dura y suave enraizan con facilidad y los banquillos de acodamiento son bastante productivos.

Patrones Vigorosos

"*Malling 2*" ("*Doucin*"). Este era el patrón de manzano más comúnmente usado en Inglaterra pero ha sido reemplazado por "MM 111". Los árboles formados con "Malling 2" tienden a ser vigorosos y fructíferos, entrando en producción temprano, siendo más pequeños que los injertados en patrón de plantas obtenidas de semilla. Es moderadamente susceptible a la agalla de la corona pero resistente a la pudrición del cuello. Es algo difícil de propagar por estacas y los acodos de las plantas jóvenes de los banquillos enraizan con escasez. Ya no se planta en los EUA.

"*Malling-Merton 111*". Los árboles formados con este patrón tiene un vigor comparable con los formados con "Malling 2", pero crecen mejor cuando son jóvenes, empiezan a producir más temprano y sobreviven mejor a periodos de sequía. Prospera bien en una amplia gama de tipos de suelo. Los banquillos de acodamiento son altamente productivos, desarrollando sistemas radicales abundantes. Las estacas de madera dura enraizan bien con el tratamiento apropiado (99) y las estacas de madera suave enraizan bien bajo niebla. El patrón "MM 111" es más resistente a las bajas temperaturas de invierno que "Malling 7" o "MM 106". Las distancias de plantación sugeridas son de 4.8 × 6 m. En algunas situaciones muestran un vigor excesivo.

"*Malling-Merton 104*". Los árboles formados con este patrón son resistentes a la sequía y bien anclados (dependiendo de la variedad que se injerte), pero su falta de tolerancia de suelos mal drenados y sus susceptibilidad a la agalla de la corona han limitado su uso. Los árboles producen abundantemente y son más vigorosos que los formados con "Malling 2". Los árboles formados con este patrón son casi tan grandes como aquellos compuestos por patrones procedentes de semilla. Es difícil de propagar por estacas de madera dura (99) y ya no se planta en los EUA.

Patrones muy vigorosos

"*Malling 16*" ("*Ketziner Ideal*"). Los árboles formados con este patrón son grandes, bien anclados y empiezan a producir casi al mismo tiempo que aquellos formados con patro-

nes procedentes de semilla (o más tarde). "Malling 16" parece que prospera bien en una amplia gama de temperaturas del suelo. (159) De ordinario se propaga por acodos de banquillo, pero se puede iniciar por estacas de raíz. Es muy susceptible al pulgón lanífero y ya no se utiliza en los EUA.

"Malling-Merton 109". Los árboles formados en este patrón alcanzan casi el mismo tamaño que los que se forman con patrones obtenidos de semilla. Su ventaja principal es la resistencia al pulgón lanífero y la estimulación de la producción temprana. Los árboles formados con este patrón a veces tienden a inclinarse mucho y no toleran suelos encharcados. Ya no se usa en los EUA.

"Malling 25". Aunque no es tan resistente al pulgón lanífero como los patrones Malling-Merton, es más resistente que el "Malling 16". Produce árboles grandes, bien anclados, induce una formación temprana de yemas fructíferas y da un excelente cuajado de frutos y rendimiento, pero no ha tenido aceptación entre los productores de manzana de los EUA.

Manzano crab Manzano crab siberiano (*Malus baccata* Borkh.), manzano crab del oeste (*M. ioensis* Britt.) y otras especies de *Malus*. El método usual de propagación es por injerto de púa o de yema de la cultivar deseada en patrones obtenidos de semilla, ya sea de manzano crab o del manzano común, *M. pumila*. En zonas donde es importante la resistencia a las temperaturas bajas de invierno, se deben usar plántulas de *M. baccata*.

Los manzanos crab se pueden propagar, aunque con dificultad, por estacas de madera suave o dura, en especial si se usan sustancias estimuladoras del enraizamiento.

Marañón, Cajú (*Anacardium occidentale* L.). (5, 152) Este árbol tropical siempre verde, delicado, cultivado principalmente en la India, por lo general, se propaga por semilla, plantando dos o tres de ellas en su sitio del huerto ya que las plántulas se trasplantan con dificultad. Después se aclaran a dejar una planta por sitio. No hay letargo de las semillas, pero las semillas se deben probar respecto a la presencia de embriones colocándolas en agua y descartando las que flotan. La germinación se efectúa dentro de los 15 a 20 días. Para el trasplante, las semillas se inician en algún tipo de recipiente que se desintegre y éste, con la planta, se colocan en el terreno. Las plántulas de marañón muestran una gran variabilidad en hábito de crecimiento, producción y calidad de las nueces. Hay pocas variedades denominadas pero se están haciendo esfuerzos para seleccionar tipos de alto rendimiento y propagarlos por métodos asexuales, en particular, por acodado en banquillo, (158) injerto de aproximación (181) y acodo aéreo. (162) También se ha tenido éxito con otros métodos, como injerto de yema en T, injerto de parche y enraizamiento de estacas foliosas, usados en pruebas limitadas.

Membrillero (*Cydonia oblonga* Mill.). Por lo general, el membrillero se propaga por estacas de madera dura, que enraizan con facilidad, aquellas con "talón" con más facilidad que las hechas enteramente con madera de un año. Las estacas de madera de dos y tres años también enraizan con facilidad. Los nudos que se encuentran en esta madera más vieja son masas de iniciales de raíces adventicias. Las estacas hechas de la porción basal de madera de un año enraizan mejor que aquellas de la parte terminal. Por lo general, las estacas crecen en una estación lo suficiente para ser trasplantadas a su lugar permanente. El membrillero se puede propagar también por acodado en montículo.

Ocasionalmente se injertan en T cultivares comerciales de membrillero en estacas enraizadas (como de "Angers") o a veces en plántulas obtenidas de semilla.

Morera (*Morus* spp.). La morera se inicia con facilidad por estacas de madera dura, de 20 a 30 cm de largo, hechas de madera del crecimiento de la estación anterior y plantadas temprano en primavera.

Naranja. Véase Cítricos.

Nectarina. Véase Durazno.

Níspero del Japón (*Eriobotrya japonica* [Tumb.] Lindl.). Se propaga injertando por los métodos de injerta de yema en T o de costado cultivares superiores en plántulas de la misma especie obtenidas por semilla o injertando de copa árboles viejos, establecidos. El membrillero se puede usar como patrón, produciendo un árbol achaparrado. El acodo aéreo tiene éxito y frotando en la superficie acodada ácido indolbutírico en lanolina a razón de 250 ppm aumenta el enraizamiento. (206) Para uso ornamental son satisfactorias las plantas obtenidas de semilla.

Nogal, persa, inglés (*Juglans regia* L.). Las cultivares de nogal se propagan por injerto de parche (o una de sus variaciones), injerto de yema en T o injerto de lengüeta en patrones obtenidos de semilla de un año de edad, o injertando de copa árboles procedentes de semilla de uno a cuatro o más años, plantados en su sitio en el huerto. Para esta última práctica sirven bien el injerto de corte a fines de primavera o el injerto de parche efectuado en primavera o verano.

Patrones para el nogal persa (59, 201). Para obtener una buena germinación, las nueces de la mayoría de las especies de *Juglans*, que se emplean para obtener patrones, se deben plantar en el otoño o estratificarse unos tres meses a temperaturas de 2 a 4 °C antes de que se planten en primavera. Aunque las semillas de nogal persa germinan sin ningún tratamiento de enfriado, un periodo de estratificación apresura la germinación. Es mejor plantar las semillas antes de que empiecen a brotar en las cajas de estratificación, pero con cuidado, se pueden plantar con éxito semillas brotadas. Para el final de una estación, las plántulas deben tener tamaño suficiente para ser injertadas de yema.

Nogal negro del norte de California (*J. hindsii*). Este es el patrón que más se usa en California. Las plántulas son vigorosas y forman una unión de injerto fuerte. Son resistentes a verticillium, al hongo de la raíz del roble (*Armillaria mellea*) y al nematodo de la agalla de la raíz (*Meloidogyne* spp.), pero susceptibles a la pudrición de la corona (*Phytophthora* spp.), la agalla de la corona y el nematodo de la lesión de las raíces (*Pratylenchus vulnus*). Los nogales persas injertados en este patrón están expuestos a un serio defecto llamado "línea negra", que ha aparecido en los distritos nogaleros de California, Oregon y Francia. Se caracteriza por una descomposición de los tejidos en la región cambial de la unión de injerto, que conduce a un anillamiento del árbol. La causa de este problema es un virus que se transmite por el injerto. (149) Los síntomas son hojas amarillas, agachadas, que caen prematuramente, mal crecimiento del brote terminal, reducción en la cosecha, lesiones negras en la unión de injerto y una producción abundante de hijuelos en el patrón de nogal negro, abajo de la unión de injerto. La copa de nogal persa que está arriba de la unión de injerto finalmente muere a causa del virus, quedando vivo el patrón de *J. hindsii*.

Nogal persa (*J. regia*). Las plántulas de esta especie, usadas como patrones, producen una excelente unión de injerto y son altamente resistentes a la pudrición de la corona. Las raíces son susceptibles a la agalla de la corona, al hongo de la raíz del roble y a las acumulaciones de sales en el suelo, no siendo tan resistentes a los nematodos de la agalla de la raíz co-

mo *J. hindsii*. Los viveristas objetan el lento crecimiento inicial de las plántulas. Los árboles formados con este patrón son bastante satisfactorios en suelos libres del hongo de la raíz del roble y de acumulaciones de sales. En algunas localidades se recomienda su empleo como un medio para evitar el virus de la línea negra. (149) En Oregon, donde la línea negra es un problema muy serio, se usan como patrón plántulas del clon "Manregian" (de la raza manchuriana de *J. regia*), importado por el USDA como P.I. No. 18256. Son vigorosos, resistentes al frío y, en Oregon, no son más susceptibles al hongo de la raíz del roble que las plántulas de *J. hindsii*. (170)

Nogal Paradox (*J. hindsii* x *J. regia*). Es la primera generación (F₁) del patrón híbrido. Las plántulas se obtienen de semillas tomadas de árboles de *J. hindsii* cuyas flores pistiladas (femeninas) han sido fertilizadas por el viento con polen de árboles de *J. regia* cercanos. Cuando se plantan las semillas de un árbol de *J. hindsii* de este tipo, algunas de las plántulas pueden ser híbridadas. La cantidad de ellas varía mucho, desde casi nada hasta el 100%, dependiendo del árbol madre individual. Los híbridos se distinguen con facilidad por sus hojas más grandes en comparación con las plantas autofecundadas de *J. hindsii* que son más pequeñas (véase Fig. 4-4). Las plántulas procedentes de semillas de los árboles Paradox mismos no se usan para producir patrones debido a su gran variabilidad en todas las características. Aunque las plántulas de la primera generación (F₁) son variables en algunas características, la mayoría de ellas muestran vigor híbrido y constituyen patrones excelentes y vigorosos para el nogal persa. Son resistentes a los nematodos de la lesión de las raíces y a la pudrición de la corona y tolerantes de suelos salinos, pesados y húmedos. Las plántulas Paradox son muy susceptibles al hongo de la raíz del roble y a la agalla de la corona. Las raíces del nogal persa o del nogal Paradox son tan susceptibles al virus de la línea negra como las plántulas de *J. hindsii*. Los árboles formados con patrón Paradox crecen y producen tan bien o mejor que aquellos formados con patrón de *J. hindsii* y pueden producir nueces de mayor tamaño con mejor color de la semilla (201). En suelos muy pesados o de escasa fertilidad, los árboles formados con patrón Paradox crecen más aprisa que aquellos que tienen patrón de *J. hindsii*.

Como es difícil obtener semillas de Paradox en cantidades considerables, sería descabido poder reproducir el nogal Paradox por métodos vegetativos, con los que se pudiera obtener un gran número de patrones. Se puede lograr, aunque con dificultad, la propagación por estacas foliosas bajo niebla, por estacas de madera dura y por acodado en trinchera. (137, 200)

Nogal del cárpato (*Juglans regia* L.). (75) La raza cárpata de *J. regia* se originó en las regiones de inviernos fríos de las Montañas Cárpatas de Polonia y en las regiones de Kiev y Poltava en Ucrania, mientras que el nogal persa se originó en el área que en la actualidad ocupa Irán. Los nogales cárpato son mucho más resistentes a las temperaturas bajas de invierno que aquellos de la raza de nogal persa que comúnmente se cultivan en California. Se han desarrollado variedades de nogal cárpato que son resistentes al frío en las regiones del este de los EUA. Estos se propagan por injerto de yema de astilla, o por injerto de banco (usando injerto de empalme) en patrones de nogal persa (*J. regia*) o de nogal negro (*J. nigra*) obtenidos de semilla.

Nogal negro (*Juglans nigra* L.). (63) Las diversas cultivares denominadas de nogal negro se propagan por los métodos de injertos de yema de parche o de anillo o por injerto de costado. También se ha usado con éxito un método modificado de injerto de hendedura (Fig. 18-3). (26, 139, 209)

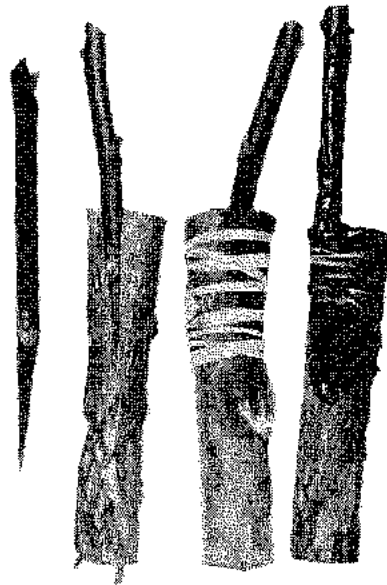


Fig. 18-3 Pasos para la ejecución del injerto de hendidura modificada que se usa en la propagación del nogal negro del Este. De izquierda a derecha: púa cortada en cuña; patrón cortado diagonalmente con la púa insertada, colocación de tela encerada sobre las superficies cortadas y amarre del injerto con rafia; patrón y púa después de encerados. (139)

Este método es apropiado para plántulas patrones de hasta 2.5 cm de diámetro. La púa se corta en forma de cuña, un poco más ancha en un lado que en otro. El patrón se corta diagonalmente en vez de rajarlo. Se inserta la púa en esa hendidura con el lado más grueso hacia afuera, haciendo coincidir las capas de cámbium.

En el cultivo de nogal negro del Este para producir madera, las plántulas se inician en vivero y sólo se pasan a la plantación los árboles más fuertes y vigorosos. Para obtener el crecimiento rápido y temprano que es esencial, se necesita una planificación cuidadosa. Las estacas enraizan con mucha dificultad.

Nogal mantequilla (*Juglans cinerea* L.). Hay varias cultivares de esta especie y se propagan injertándolas en patrones de *Juglans nigra* obtenidos de semilla, usando alguna forma de injerto de corteza o cualquier otro que tenga éxito en otras especies de nogal. El excesivo escurrimiento de la savia constituye un problema en la cicatrización de la unión de injerto y se deben tomar las medidas necesarias para remediarlo.

Olivo (*Olea europaea* L.). (97) Los olivos se propagan por injertos de púa o de yema en patrones obtenidos de semilla o clonales, por estacas de madera dura o semidura, o por hijuelos de árboles viejos.

Las semillas de las cultivares de fruto pequeño germinan con más facilidad que aquellas de frutos más grandes. A menudo la germinación se prolonga de uno a dos años. La práctica usual es plantar mucho más semillas del número de plántulas que vayan a necesitarse, para compensar así el bajo porcentaje de germinación. La semilla está encerrada en un endocarpio duro o "hueso". Separando, recortando o quebrando ese material endocárpico se acelera la germinación, la cual de cualquier manera es lenta e irregular.

Separando las semillas del hueso y poniéndolas a germinar en cajas de petri (sin las cubiertas de la semilla), sobre papel filtro mojado, se obtienen mayores porcentajes de germinación si los frutos se recolectan poco después de que endurezca el hueso.

Las plántulas crecen con lentitud y pueden necesitar de uno o dos años para que alcancen el tamaño suficiente y así injertarlas de púa o de yema. Para ello se han usado con éxito varios métodos, incluyendo el de yema en T, yema de parche, de empalme y de ensamble de costado. Un método ampliamente usado en Italia es el de injertar de corteza plántulas pequeñas en el vivero en la primavera. El patrón se corta a varios centímetros de altura sobre el suelo y en cada plántula se inserta una pequeña púa, seguido por atado encerado. Después del injerto, de púa o de yema, se necesitan uno o dos años más antes de que el árbol tenga tamaño suficiente para ser trasplantado al huerto.

Se pueden hacer estacas de madera dura de crecimiento de dos a tres años de edad, de alrededor de 2.5 cm de diámetro y de 20 a 30 cm de largo. Se quitan todas las hojas. A menudo resulta útil remojar los extremos basales de las estacas en una solución de ácido indolbutírico (15 ppm durante 24 h) seguido por almacenamiento en serrín húmedo a temperaturas de 15 a 21 °C durante un mes, precedente a la plantación de primavera en el vivero. (90)

Las estacas de madera semidura hechas de madera vigorosa de un año de edad, de alrededor de 6 mm de diámetro, se pueden hacer enraizar con éxito. Deben tener de 10 a 15 cm de largo, reteniendo de 2 a 6 hojas en la parte superior de la estaca. Es mejor tomar las estacas a principios del verano a mediados del mismo y hacerlas enraizar bajo humedad elevada. (90) Las estacas de olivo enraizan bien bajo niebla intermitente y responden marcadamente al tratamiento con ácido indolbutírico, en concentración de unas 4000 ppm durante 5 s. Entre las cultivares existen diferencias marcadas en la facilidad de enraizamiento.

Patrones para olivo. Con frecuencia se utilizan plántulas obtenidas de semilla de *Olea europea* para injertar de púa o de yema, aunque es posible que de esta práctica resulte una variación considerable en el vigor y tamaño de los árboles. (92) Unos patrones más adecuados son las estacas enraizadas de una cultivar de crecimiento fuerte, obteniéndose árboles más uniformes. Los olivos son muy susceptibles a la marchitez por *Verticillium*. Donde éste ocurre se deben usar patrones clonales resistentes. (100) Otras especies de *Olea* no son patrones satisfactorios para las aceitunas comestibles.

Papayo. (*Carica papaya* L.). (84, 222) La propagación por semilla es el método más práctico. Se pueden sembrar en cajas con tierra o en semilleros al aire libre, efectuándose la germinación en dos a tres semanas. Las semillas nacen tan bien si se toman de frutos frescos o almacenados. También se pueden almacenar hasta por seis años a 5 °C en bolsas cerradas, a prueba de humedad, sin que pierdan su viabilidad (9). Las mejores semillas son aquellas que proceden de polinización controlada entre árboles superiores. Cuando las plántulas tienen unos 10 cm de altura, se trasplantan, lo cual se hace una o dos veces antes de pasarlas a su sitio definitivo.

Un método para iniciar las semillas, sin molestar las raíces, es plantar 6 u 8 de ellas en un recipiente y luego aclararlas a dejar de 2 a 4 de las más fuertes cuando tengan unos 10 cm de altura. En esta forma se pueden pasar al campo sin disturbar el sistema radical. Las plántulas jóvenes de papayo son muy susceptibles a los organismos que producen el ahogamiento, de tal manera que de ser posible debe esterilizarse el suelo en que se siembren.

En Florida, la práctica usual es sembrar las semillas a mediados del invierno y colocar las plantas en el campo a principios de la primavera. Crecen durante la primavera y el verano y, por lo general, maduran sus primeros frutos para el otoño, produciendo las plantas todo el invierno y la temporada siguientes.

Los papayos también se pueden reproducir por injerto de yema, (213) por micropropagación *in vitro* (133) y por estacas. (228)

Pasionaria (*Passiflora edulis* Sims.). (51) Esta fruta, delicada, subtropical se propaga principalmente por injerto en patrones obtenidos de semilla. Las semillas germinan de dos a tres semanas después de plantadas. Para evitar los ataques de la marchitez producida por fusarium, que es un problema serio en esta especie, es necesario injertar de hendedura las cultivares híbridas productoras de frutos en plántulas de pasionaria dorada. *P. edulis* forma flavicarpa (221), que es resistente a esta enfermedad y a los nematodos.

Pecanero (*Carya illinoensis* Wangenh. [K. Koch]). (134, 141, 186) Los pecaneros se propagan injertando de yema o de púa cultivares selectas en patrones de pecanero obtenidos de semilla. (19) Se pueden hacer enraizar estacas de madera dura, las cuales deben tomarse en el otoño y tratarse con alrededor de 10 000 ppm de IBA. Las estacas largas (50 cm) y gruesas (20 mm) enraizan mejor. (210) También se han iniciado plantas por estacas de raíz y por acodados de trinchera y aéreo, este último con la ayuda de tratamientos de ácido indolbutírico.

En ocasiones, las semillas de pecanero empiezan a crecer en la cáscara aun antes de cosechar las nueces. Sin embargo, las semillas pierden viabilidad en almacenamiento cálido y seco. Para evitar esta pérdida, se deben almacenar a 0 °C inmediatamente después de la cosecha y hasta que vayan a plantarse. Para asegurar una germinación buena y rápida a las semillas de pecanero se les debe dar un tratamiento de estratificación durante 12 o 16 semanas, a temperaturas de alrededor de 1 a 5 °C, (142) o bien, la germinación debe hacerse a temperaturas elevadas, de 30 a 35 °C para superar la restricción de crecimiento de la corteza. (48, 232) Un procedimiento que tiene éxito es plantar a mediados de invierno, emergiendo las plántulas en primavera.

Para el cultivo de pecaneros de vivero se deben usar solamente suelos profundos, bien drenados, arenosos y se deben sombrear para evitar las quemaduras del sol. En el verano, hacia el final de la segunda estación de crecimiento, las plántulas tienen el tamaño suficiente para injertarse con la cultivar deseada. Los métodos usuales que se emplean son el injerto de yema de parche o a veces el de anillo. Después que las nuevas ramas crecen una o dos estaciones, el árbol de vivero está listo para ser trasplantado a su sitio permanente. Los pecaneros jóvenes tienen una raíz principal larga, que se debe manejar con cuidado al sacarlos y replantarlos.

En algunas ocasiones las plántulas se cambian a la cultivar deseada mediante injertos de corona efectuados a fines de invierno o a inicios de primavera, usando el método de injerto de empalme. Las plántulas grandes de pecanero que estén creciendo en el huerto, se pueden injertar en la copa, haciendo injertos de corteza en ramas de 4 a 9 cm de diámetro.

Patrones para pecanero. Comercialmente, las cultivares de pecanero se propagan en plántulas de pecanero (*C. illinoensis*). Se ha reportado que las semillas de los cultivares "Apache", de "Riverside", "Elliot" y "Curtis" producen excelentes plántulas. Como un posible patrón para suelos húmedos, se han usado experimentalmente plántulas de una especie de hickory, *C. aquatica*. Aunque las púas de pecanero crecen en patrón de especies de hickory, por lo general, las nueces no llegan a su tamaño normal. Las raíces de pecanero son susceptibles a la marchitez por verticillium.

Peral (*Pyrus communis* L.). Las cultivares de peral se propagan por injerto de otoño, con los métodos de yema en T o de astilla, ya sea en patrones de peral obtenidos de semilla o en estacas enraizadas de membrillero. Los perales también se inician por injertos de raíz entera, empleando los métodos de empalme o de ensamble. Las semillas de peral deben estratificarse durante 60 a 100 días a unos 4 °C. Luego se plantan tupidas en el semillero a una profundidad de alrededor de 13 mm, donde se les deja crecer durante una temporada. En la primavera siguiente se sacan, se recortan la raíz y la copa, y luego se trasplantan a los surcos del vivero,

donde se les deja que crezcan una segunda temporada, estando listas para injertarse de yema en el otoño.

Algunas cultivares de peral, como "Old Home" y "Bartlett", se puede propagar por estacas de madera dura o por estacas foliosas bajo niebla si se les trata con ácido indolbutírico. (94, 98, 240) En pruebas experimentales de patrones de peral, los árboles "Bartlett" desarrollados en su propia raíz han dado una excelente producción, con frutos grandes y bien formados. Son resistentes a la declinación del peral, (74, 98) y con la edad se vuelven parcialmente achaparradas, una característica conveniente en plantaciones de alta densidad.

Patrones para peral. (73, 74, 89, 239, 241) Cuando se usan patrones procedentes de semilla de alguna de las varias especies de peral disponibles, es de mucha importancia conocer la fuente de la semilla si se espera tener un patrón de cierta especie. Las diversas especies de *Pyrus* se cruzan libremente entre sí, algunas florecen al mismo tiempo y la polinización cruzada es necesaria para el desarrollo de la semilla. Lo mejor es usar como fuente de semilla un grupo de árboles aislado de una especie dada conocida y evitar recolectar semillas de una plantación que contenga árboles de varias especies diferentes, cuyas semillas es muy probable que produzcan plántulas híbridas.

La "declinación", causada por organismos de tipo micoplasma (106) y que se sabe es dispersada por el psílido del peral (*Psylla pyricola*), devastó huertos de perales, primero en Italia (202) y después en el occidente de los EUA. La declinación del peral está asociada con el patrón que se use, (10, 13, 194) de tal manera que es un factor importante que se debe considerar al escoger el patrón. Para plantar en zonas en que la declinación del peral es prevalente, se deben escoger sólo patrones conocidos como resistentes a la declinación.

Las plántulas procedentes de cultivares pueden haber resultado de la polinización por una especie susceptible, como *Pyrus pyrifolia* o *P. usuriensis* y no deben usarse. Donde existen psílicos del peral y donde puedan ser portadoras de los organismos de tipo micoplasma, que ocasionan la declinación del peral, no se deben usar plántulas de los perales orientales, *P. pyrifolia* o *P. usuriensis*, ya que los árboles formados con estos patrones son altamente susceptibles a la declinación.

Peral francés (*P. communis*). Por lo general, las plántulas del peral francés se obtienen de semillas de "Winter Nellis" o "Bartlett". Este patrón es moderadamente vigoroso y resistente a las temperaturas bajas de invierno, produce árboles uniformes, moderadamente productivos, con un sistema radical fuerte y bien anclado, y es resistente a la declinación del peral. Forme una excelente unión de injerto con todas las cultivares de peral y tolera suelos relativamente húmedos, pero no encharcados así como suelos pesados. Las raíces del peral francés son resistentes a la marchitez por verticillium, al hongo de la raíz del roble (*Armillaria mellea*), a los nematodos de la agalla de la raíz y de la lesión de la corona y a la agalla de la corona.

Los dos defectos serios del patrón del peral francés son susceptibilidad al áfido de la raíz del peral, *Eriosoma pyricola* y a la mancha de fuego, *Erwinia amylovora*. Millones de perales formados con patrón de peral francés han muerto a causa de la mancha de fuego, a la cual es altamente susceptible este patrón.

En Australia se han usado satisfactoriamente durante muchos años para patrón del peral, plántulas de la cultivar "Kieffer", híbrida de *P. communis* × *P. pyrifolia*. (32)

Peral francés resistente a la mancha de fuego. Se han usado cultivares de peral resistentes a la mancha de fuego, como "Old Home" (72, 89) y "Farmingdale", (183) como patrones intermedios en patrones obtenidos de semilla. Se injertan de copa después de que se han desarrollado el tronco y las ramas de armazón. Si se presenta un ataque de tizón en la copa del ár-

bol, se detiene en el cuerpo resistente, el cual puede volver a injertarse después de quitar las partes afectadas por el tizón.

En Oregon se han hecho cruzamientos de "Old Home" × "Farmingdale" y se han desarrollado patrones clonales resistentes a la mancha de fuego. Algunos producen achaparramiento. (239)

Peral japonés P. pyrifolia (P. serotina). Se utilizó ampliamente en los EUA como patrón de peral en los años de 1900 a 1925, pero ya no se le considera de valor, debido a su alta susceptibilidad a la declinación del peral y al defecto fisiológico de la "base negra" que puede presentarse cuando se injertan en el mismo las cultivares "Bartlett", "Anjou", "Winter Nellis" y otras. (103) Los frutos afectados por la base negra son inservibles debido al endurecimiento y agrietamiento de la pulpa en el extremo floral, a menudo con el desarrollo de áreas ennegrecidas.

P. calleryana. Este patrón es resistente al tizón y produce árboles vigorosos con una fuerte unión de injerto. La calidad del fruto es buena y no se presenta la base negra. Los huertos de la cultivar "Bartlett" que tienen este patrón han producido bien en California y es popular en el sur de los EUA para la cultivar "Keiffer" y otros perales híbridos. Carece de resistencia a las bajas temperaturas que se presentan en zonas con inviernos fríos. En donde se han aplicado buenas medidas para el control del psílido del peral, los árboles injertados en *P. calleryana* son resistentes a la declinación del peral. Sin embargo, los perales formados con patrón de *P. calleryana* muestran menos resistencia al hongo de la raíz del roble que los injertados en *P. communis*. En Australia se usan ampliamente como patrón de peral plántulas de una selección de esta especie, conocida como "D-6". (71)

P. usuriensis. Este patrón oriental se ha usado en el pasado en cierto grado. Muchas de las cultivares injertadas en el mismo desarrollan base negra, aunque no en el grado que se presenta con patrón de *P. pyrifolia*. También produce árboles pequeños que son susceptibles a la declinación del peral y no se debe emplear en áreas en que pueda presentarse ese problema.

P. betulaefolia. Esta especie tiene plántulas vigorosas, resistencia a la mancha de la hoja y al áfido de la raíz del peral, tolerancia de suelos alcalinos y adaptabilidad a una amplia gama de condiciones climatológicas, buena resistencia a la declinación del peral y produce árboles grandes de alto rendimiento.

Membrillero (Cydonia oblonga). (242) Esta especie se ha usado durante siglos como patrón achaparrante del peral y ahora es universalmente usado como patrón del peral en Inglaterra. Sin embargo, algunas cultivares no llegan a formar una unión de injerto fuerte directamente con el mismo, necesiéndose hacer un doble injerto, con patrones intermedios como "Old Home" o "Hardy". Entre las cultivares que necesitan patrón intermedio, cuando se injertan en membrillero, se encuentran "Bartlett", "Bosc", "Winter Nellis", "Seckel", "Easter", "Clairgeau", "Guyot", "Clapps's Favorite", "Farmingdale" y "El Dorado". Una selección de "Bartlett" compatible con patrón de membrillero "Quince A" se originó en Suiza presumiblemente de una mutación de yema en una forma incompatible. (177) Los siguientes perales son compatibles al ser injertados directamente sobre membrillero: "Anjou", "Old Home", "Hardy", "Packman's Triumph", "Gotham", "Comice", "Flemish Beauty", "Duchess" y "Maxine".

Las raíces del membrillero son resistentes a los áfidos de la raíz del peral y a los nematodos; pero susceptibles al hongo de la raíz del roble, a la mancha de fuego y al exceso de cal, no siendo resistentes al frío en regiones con temperaturas invernales en extremo bajas. En algunas re-

giones en perales injertados en membrillero se ha desarrollado la declinación del petal, pero en otras no, posiblemente debido a que se usan como patrones membrilleros diferentes. En perales formados con patrón de membrillero no se ha presentado el problema de la base negra. Hay cierto número de cultivares de membrillero, la mayoría de los cuales se pueden propagar con facilidad por estacas de madera dura o por acodado. El membrillo "Angers" se utiliza comúnmente como patrón para perales porque sus estacas enraizan con facilidad, crece vigorosamente en el vivero y se comporta bien en los huertos. Los perales formados con patrón del membrillero "Provence", forman árboles más grandes que los injertados en "angers" y son más resistentes a las temperaturas bajas de invierno.

La East Malling Research Station ha seleccionado varios clones de membrillero adecuados como patrones para peral, designándolos como "Quince A", "B" y "C". "Quince A" ("Angers") ha resultado ser el patrón más satisfactorio. "Quince B" (Membrillero común), es algo achaparrante, mientras que "Quince C" produce árboles muy achaparrados. Es importante usar solamente patrones de membrillero probados respecto a virus.

Los patrones recomendados para huertos de perales Bartlett en California son: plántulas de *P. berulaefolia*, "Old Home" en sus propias raíces, plántulas de *P. communis* "Winter Nelis", así como la cultivar "Bartlett" en sus propias raíces (sin patrón). (74)

Persimón (*Diospyrus* spp.) Persimón americano (69) (*D. virginiana* L.). (56) Las cultivares denominadas de esta especie, por lo común, se propagan por injerto de púa o de yema en plántulas de *D. virginiana*. También las estacas de raíces tienen éxito.

La germinación de las semillas es más bien lenta, debido a su baja tasa de absorción de agua. Se aconseja la siembra en otoño o la estratificación a unos 10 °C por 60 a 90 días. Al hacer el trasplante, excepto de las plántulas muy pequeñas, la raíz principal se debe cortar 30 cm debajo del suelo un año antes de hacerlo, para forzar el crecimiento de las raíces laterales.

Persimón oriental (*D. kaki* L.). Las cultivares de este frutal se propagan por un injerto de púa en patrones obtenidos de semilla. Una práctica común es hacer injertos en la corona por el método de ensamble temprano en la primavera, cuando tanto la madera de las púas como el patrón están en reposo, aunque también se usa el injerto de banco. También se puede injertar de yema, pero con menos éxito que con púas.

La práctica usual al hacer germinar semillas tanto de *D. lotus* como de *D. kaki* es estratificarlas durante 120 días a unos 10 °C. Si las semillas se han secado, dos días antes de la estratificación se les debe remojar en agua caliente. El secamiento excesivo de las semillas es perjudicial, en particular para *D. kaki*. Las semillas se plantan en cajas o en los surcos del vivero. Las plántulas jóvenes de persimón necesitan sombra.

Patrones para el persimón oriental (107)

Diospyrus lotus. Este patrón se ha usado ampliamente en California; es muy vigoroso, resistente a la sequía y produce un sistema radical de tipo bastante fibroso, que se trasplanta con facilidad. Este patrón es muy susceptible a la agalla de la corona y a verticillium y no tolera suelos mal drenados, pero es muy resistente al hongo de la raíz del roble. La cultivar "Hachiya" no produce bien el patrón de *D. lotus* debido a la excesiva caída de frutos en todas las etapas. (195) Las púas de "Fuyu" no forman una buena unión con *D. lotus*, aunque si se injerta de copa "Fuju" en una cultivar de *D. kaki* establecida sobre *D. lotus* forma un árbol satisfactorio.

D. kaki. Este patrón es uno de los más preferidos en Japón y probablemente el mejor para uso general, debido a que forma una buena unión con todas las cultivares y es resistente a la

agalla de la corona y al hongo de la raíz del roble, pero susceptible al verticillium. Los árboles formados con este patrón crecen bien y producen una cosecha comercial satisfactoria. Las plántulas tienen una raíz principal larga con pocas raíces laterales, lo cual dificulta algo el trasplante.

D. virginiana. En el sur de los EUA se utilizan plántulas de esta especie y parecen adaptarse a una amplia gama de condiciones de suelo; sin embargo, en algunas localidades no ha resultado satisfactoria. En California, la cultivar "Hachiya" injertada en este patrón, forma una planta notablemente achaparrada y rinde poco, debido a lo escaso de su floración. (195) La mayoría de las cultivares orientales forman una buena unión con este patrón, pero hay enfermedades portadas en las púas de *D. kaki* que se pasan al patrón de *D. virginiana*, ocasionando su muerte. Al aparecer este patrón es bastante tolerante tanto de condiciones de sequía del suelo como de exceso de agua. Produce un sistema radical de tipo fibroso que es fácil de trasplantar, pero que tiende a ahijar mucho.

Piña (*Ananas comosus* Merr.). (33) Toda la propagación comercial de la piña se hace por métodos asexuales. Como se ve en la Fig. 18-4, hay tres tipos principales de materia para plantar: vástagos, pies y corona. Los vástagos que vienen de debajo del suelo raramente se usan como material de propagación. Los que salen arriba del suelo se cortan alrededor de un mes después del grueso de la cosecha. Los pies se toman de la planta de 2 a 3 meses después que ha pasado el grueso de la cosecha. Cuando se usan coronas en la propagación, se toman ya sea antes de la cosecha o en la época de la misma.

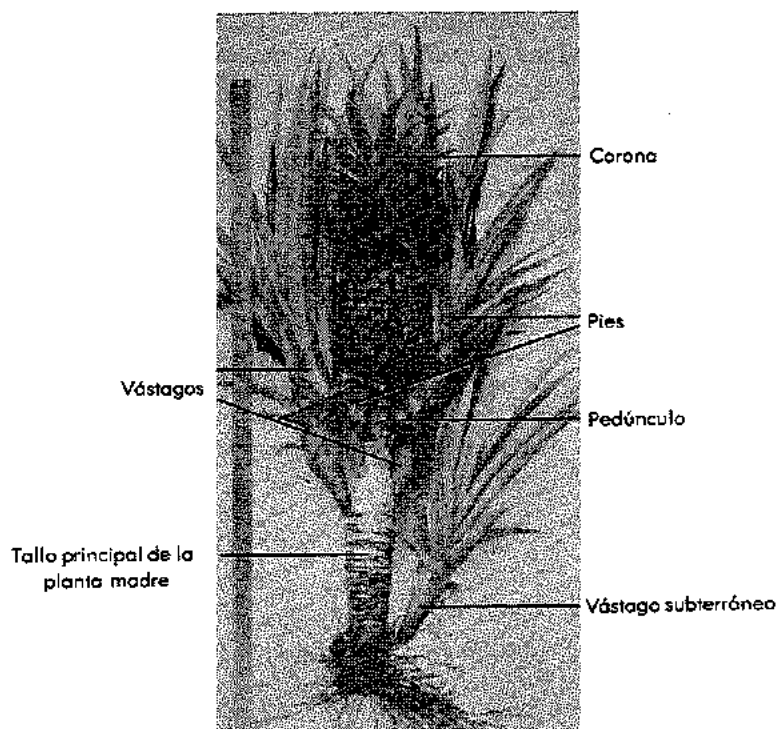


Fig. 18-4 Partes de una planta de piña, en la que se indican los tres tipos principales de material asexual para propagación: coronas, vástagos y pies. En Hawaii, la parte más usada, con mucho, es el pie. Cortesía del Pineapple Research Institute of Hawaii.

Los pies son el tipo más popular de material para plantar. La planta produce un mayor número de ellos que de vástagos o coronas. Después de removidos de la planta madre, los pies pueden conservarse por un tiempo relativamente largo y aun retienen suficiente vigor para ser plantados. Si los pies al plantarse son más o menos de la misma edad y tamaño, florecen y fructifican alrededor del mismo tiempo.

Los pies fructifican de 18 a 20 meses después de plantados, los vástagos a los 15 meses aproximadamente y las coronas a los 22 meses más o menos. Debido a estas diferencias nunca se mezclan en un campo los tres tipos de material de propagación.

Todos los tipos de material para plantar se deberán secar o curar por una o varias semanas después que se han separado de la planta madre antes de ser plantados. Esto permite que se forme una capa de callo en las superficies cortadas, reduciendo las pérdidas por pudriciones después de plantar.

Pistache, alfóncigo (*Pistacia vera* L.). (79, 115) El pistache usualmente se propaga por injerto de yema en T en patrones de *Pistacia atlantica* o *P. terebinthus* obtenidos de semilla. Sin embargo, estos patrones son muy susceptibles al verticillium. Las plántulas de *P. integerrima* muestran resistencia a esa enfermedad que se encuentra en el suelo y se está usando en áreas que tienen problemas de verticillium. Es posible injertar de yema en un periodo considerable, pero si se hace antes de mediados de primavera, cuando el flujo de savia puede ser excesivo, es probable que se obtenga un porcentaje bajo de prendimientos. Se logra una marcada mejoría en las uniones de injerto si el periodo de hacerlo se extiende durante el verano y el otoño. Por lo general, los mejores resultados se obtienen plantando los patrones directamente en su sitio en el huerto e injertándolos una vez que estén bien establecidos y hayan alcanzado una altura de 60 cm o más. Las semillas se siembran en macetas largas, tubulares, biodegradables pasando las plántulas directamente al campo.

Para recolectar semilla para los patrones, se recolectan los frutos cuando la cubierta se vuelve de color azul-verde. Las cubiertas deben quitarse ya que aparentemente contienen un inhibidor de la germinación. Las semillas de *P. terebinthus* se deben tener en arena húmeda a temperatura de 5 a 10 °C durante seis semanas antes de sembrarlas y luego hacerlas germinar a 20 °C o un poco menos. Sembrando temprano en primavera y con riego y fertilización adecuados durante el verano, es posible que para el otoño las plántulas más vigorosas ya hayan alcanzado tamaño suficiente para injertarlas. Las yemas de las cultivares de *P. vera* son bastante grandes, de tal manera que para acomodarlas se necesita que las plántulas estén bastante crecidas. Debido a que tienen una raíz principal larga, los árboles de vivero que se trasplantan a raíz desnuda, deben pasarse a su sitio permanente tan pronto como sea posible.

Tangerina. Véase Cítricos.

Toronjo. Véase Cítricos.

Uva cropa (*Grossularia* o *Ribes* spp.). Para su propagación comercial se usa el acodo de montículo. Las ramas acodadas de las cultivares americanas, por lo general, están bien enraizadas después de una temporada. Luego se transfieren al vivero para una segunda estación de crecimiento antes de colocarlas en su sitio permanente. Es posible que los acodos de las variedades europeas de enraizamiento más lento tengan que dejarse adheridas a la planta madre durante dos estaciones para que desarrollen raíces suficientes como para separarlas. Algunas cultivares, como "Houghton", "Poorman" y "Van Fleet", se pueden propagar con bastante facilidad por estacas de madera dura. (180)

Vid (*Vitis* spp.). (3, 234, 245) Las vides se propagan por semilla, estacas, acodos y por injerto de púa o de yema. Se han producido nuevas plantas con varias técnicas de cultivo *in vitro*, incluso por formación de embrioides y cultivo de fragmentos de puntas de tallo. (123) Las semillas sólo se usan en los programas de crianza para obtener nuevas cultivares. Los métodos de propagación de vides se han modernizado con el uso de material catalogado para virus, "limpio", con la propagación de estacas foliosas con métodos de multiplicación bajo niebla y con procedimientos rápidos en injertar con máquinas. La mayor parte de la propagación comercial se hace con estacas de madera dura en reposo. Para tipos difíciles de hacer enraizar, como Muscadine (*Vitis rotundifolia*) es necesario recurrir al acodamiento o al uso de estacas con hojas. (203) Ocasionalmente se practican el injerto de púa o de yema en algunos patrones para aumentar la vida de la cepa, el vigor de la planta y el rendimiento. Donde hay presentes en el suelo organismos nocivos como la filoxera (*Dactylospheera vitifoliae*) o nematodos de la agalla de las raíces (*Meloidogyne* spp.) y se van a plantar cultivares susceptibles como las de *V. vinifera*, es necesario injertar de púa o de yema en un patrón resistente.

Los nematodos de la agalla de las raíces se pueden eliminar de los barbados de vid sumergiéndolos en agua caliente (de 51.5 a 54.5 °C) durante 3 a 5 min respectivamente. (128)

Propagación por semilla. Las semillas de la uva germinan sin dificultad. Los mejores resultados con semillas de la especie vinífera se obtienen estratificándolos en húmedo por un periodo de unas 12 semanas antes de plantarlas a una temperatura de .05 a 4 °C. (87)

Estacas en reposo. La mayoría de las cultivares de vid tradicionalmente se han propagado por estacas de madera dura en reposo, las cuales enraizan con facilidad. El material para estacas se debe recolectar durante el invierno, de sarmientos sanos, vigorosos, maduros. Se deben usar sarmientos bien desarrollados de la estación en curso, que deben ser de tamaño mediano y tener entrenudos cortos. Por lo general, se emplean estacas de 8 a 13 mm de diámetro y de 36 a 46 cm de largo, plantándose en primavera a profundidad suficiente para cubrir todas las yemas menos una. Una temporada de crecimiento en el vivero debe producir plantas de tamaño suficiente para trasplantarlas al viñedo.

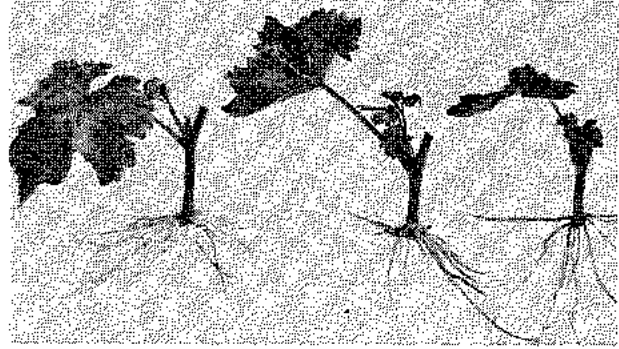
Las sustancias estimuladoras del enraizamiento del tipo auxina no han sido de utilidad particular en el enraizamiento de estacas de madera de vid. (85)

Estacas con hojas. Las estacas de madera verde de vid con hojas enraizan profusamente bajo niebla en unos diez días, si se les proporciona en el fondo calor relativamente elevado de 26.5 a 29.5 °C y se tratan con ácido indolbutírico. El material de plantación escaso (como aquel catalogado para virus) se puede incrementar con mucha rapidez usando estacas de tallo de una yema (véase Fig. 18-5), tomando después consecutivamente estacas adicionales de los brotes que salgan de la yema de la estaca enraizada y así sucesivamente.

Acodos. Los cultivares de vid que son difíciles de hacer enraizar por estacas se pueden propagar por acodos simples, de trincheras o de montículo (véase Cap. 14).

Injertos. El injerto de banco se usa extensamente. (88) Las púas se injertan en las estacas patrones enraizadas o sin enraizar, usando el método de empalme, o aún mejor por injertos hechos con máquina (véanse Figs. 12-22 a 12-24). Los injertos se hacen a fines del invierno o a inicios de la primavera, usando material tanto de púa como de patrón completamente en reposo. Los patrones se cortan de 30.5 a 35.5 cm de largo, haciendo el corte inferior justamente abajo de un nudo y el superior 2.5 cm o más arriba del nudo. Para evitar el ahijamiento subsiguiente se suprimen del patrón todas las yemas. La madera para púas debe ser del mismo diámetro que el patrón.

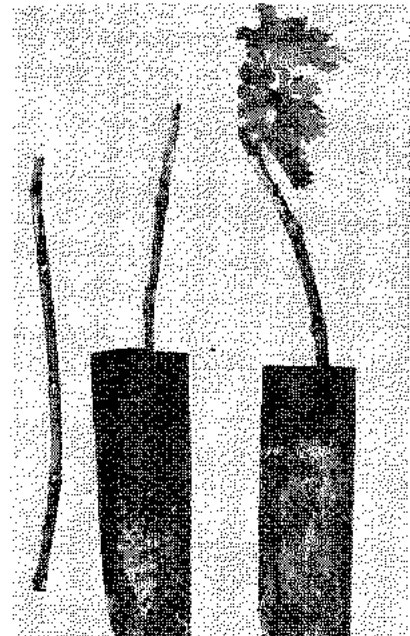
Fig. 18-5 Estacas foliosas de tallos de vid, de una yema, enraizadas bajo niebla. En la vid, las raíces salen fácilmente de los entrenudos.



Después de hacer el injerto, usando púas de una sola yema, la unión se engrapa o se envuelve con caucho para injertos. Los injertos se deben tener de tres a cuatro semanas en viruta de madera o en musgo turboso húmedos, bien aerados, a unos 26.5 °C para que encallezcan.

Los injertos encallecidos se sacan de las cajas de encallecimiento o de las bolsas de plástico y cualquier raíz o brote se cortan con cuidado a dejar un tocón de unos 18 mm. La púa se sumerge con rapidez en un recipiente de temperatura controlada que contenga parafina (de un punto bajo de fusión) hasta 2.5 cm abajo de la unión de injerto y después se meten con rapidez en agua fría. Luego, los injertos de banco parafinados se plantan en un envase de cartón para leche de 5.0 × 5.0 × 25 cm o en tubos de plantación, que contengan una mezcla de perlita y piedra pómez o perlita y musgo turboso (véase Fig. 18-6). Estos envases o tubos se colocan parados en cajas de propagación, que a su vez se colocan en tarimas y se llevan a un invernadero calentado para una estancia de 6 a 8 semanas. Al cabo de este tiempo, los injertos de banco se llevan a un sombreadero con 50% de sombra para que tengan dos semanas de endurecimiento antes de plantarlos en el vivero o el viñedo.

Fig. 18-6 Pasos para injertar una cultivar de vid en un patrón resistente. Izquierda: púa de una sola yema injertada en un patrón sin enraizar usando un aparato francés para injertar. Centro: después del encallecimiento y de que se han parafinado la púa y la unión de injerto, el patrón se planta en un tubo de papel fieltro para construcción (o en un recipiente de cartón recubierto de plástico) y se coloca en un sitio protegido, como un vivero o sombreadero. Derecha: varias semanas después empieza a crecer la púa. La unión de injerto ha cicatrizado y el patrón ha enraizado bien, de tal manera que después de 6 a 10 días de endurecimiento, las plantas se pueden pasar (aún en el tubo), directamente al viñedo.



Los injertos de banco se plantan en los envases o tubos de tal manera que los bordes de éstos sobresalgan de 5 a 7.5 cm del nivel del suelo para permitir que entre el agua a ellos. Sin embargo, nunca se deben plantar los injertos de banco en el vivero con la unión de injerto a nivel del suelo o más abajo de éste.

Injertos de madera verde. El injerto de madera verde es un procedimiento simple y rápido para propagar vides viníferas en patrones resistentes. (86) Una púa de madera verde que tenga una yema se injerta de empalme en la estación de crecimiento activo en un nuevo brote que salga, ya sea de una estaca enraizada de un año o de una estaca durante la mitad de la estación del segundo año de crecimiento.

Injertos de yema. (131) Un método satisfactorio para establecer cultivares de vid en patrones resistentes es injertar de yema en el campo en estacas en crecimiento rápido, bien enraizadas que se plantaron en su sitio permanente del vivero el invierno o verano anteriores. Se puede practicar el injerto de yema en T a fines de primavera, usando madera con yemas durmientes mantenida bajo refrigeración. Poco después de hacer el injerto, se deben hacer cortes diagonales en la base del tronco para dejar que "sangren" en vez de hacerlos donde se injertó la yema. (4) En otro método, se hacen injertos de yema de astilla a fines del verano o a inicios del otoño, tan pronto como puedan obtenerse yemas frescas maduras de madera cuya corteza ya tenga color café pardo claro y antes de que el patrón empiece a entrar en reposo. En áreas en que no se puedan obtener yemas maduras temprano en el otoño, los viticultores pueden almacenar en refrigeración varetas con yemas colectadas en el invierno e injertar de yema a fines de primavera o principios del verano.

La yema se inserta en el patrón de 5 a 10 cm arriba del nivel del suelo, preferentemente en el sitio adyacente a la estaca de sostén. Se ata en su lugar con caucho para injertos, pero no se encera. Luego se cubre con 13 a 25 cm la tierra bien pulverizada, húmeda, para evitar que se seque. En zonas con veranos en extremo cálidos, o en suelos con poca humedad, es probable que se obtenga resultados variables y se deben usar vides injertadas de banco o en vivero. Si las yemas se envuelven con cinta de plástico blanca, de 13 mm de ancho, no es necesario cubrirlas con tierra.

Injertos en vides adultas. Para cambiar las cultivares de vides maduras se pueden usar dos métodos. En un método, la parte superior de las cepas se cortan temprano en primavera 30 a 35 cm abajo del alambre inferior y se injertan de empalme de costado, usando una púa con dos yemas de la cultivar deseada. Las púas se envuelven con cinta de plástico blanca de 2.5 cm de ancho y las superficies cortadas se cubren con cera para injertos.

Después de que la corteza se separa a fines de primavera, las vides se pueden injertar en T, con la T invertida envuelta con cinta de plástico blanca. No se necesita aplicar algún compuesto para injertos. Con ambos métodos se obtienen muy buenos prendimientos.

Patrones para vides americanas (135, 160)

"Salt Creek" (Ramsay), "Don Ridge", "Champanel", "Lukfata" (*V. champini*). Estos patrones se han usado en forma muy efectiva en la región costera del sur de los EUA para aumentar los rendimientos y prolongar la vida de la vides con frutos de tipo "racimo".

V. rupestris "Constantia", "Couderc 3309", "*V. cordifolia* x *V. riparia* 125-1", "Cynthiana", "Wine King", "Lenoir". Estos patrones han sido útiles en los estados del interior de los EUA para aumentar los rendimientos, el vigor de las plantas y la uniformidad de maduración de los frutos.

"Couderc 3309", "SO-4" ("Oppenheim No. 4"), "Teleki 5-A", "Couderc 1616", "Mal que 44-53" y "Castel 188-15". Estos patrones se usan en el estado de Nueva York por su resistencia a los parásitos de las raíces, especialmente para replantar.

Patrones para vides vinífera (129, 130, 160)

"St. George" (*V. rupestris*). Este patrón vigoroso, resistente a la filoxera y destacando por su tolerancia de la sequía, es en especial apropiado para suelos delgados, sin riego. No es resistente a los nematodos de la agalla de las raíces. Se propaga con facilidad por estacas y también se injerta fácilmente. Debido a su gran vigor y a la poca producción de ramas, este patrón se planta con menos frecuencia que en el pasado. Su mejor uso es para replantar en suelos en que se ha acumulado filoxera.

"Ganzin No. 1" ("A × R. No. 1). Este patrón resistente a la filoxera se recomienda mucho para suelos fértiles con riego. Los injertos en este patrón, por lo general, son más productivos que aquellos hechos en "St. George". Es susceptible al nematodo de la agalla de la raíz y no prospera bien en suelos secos de laderas. Las estacas enraizan con facilidad de banco debido a que tiene un mal encalecimiento.

"Couderc 1613". Este patrón es uno de los que más se utilizan en la región del valle interior vitícola de California. Es resistente a los nematodos de la agalla de las raíces. Aunque es apropiado para suelos fértiles, con riego, de migajón arenoso, produce varas débiles, no productivas en suelos sin riego o suelos arenosos de baja fertilidad. Las estacas enraizan con facilidad.

"Harmony". Este patrón, desarrollado por el USDA, es un cruzamiento entre una plántula de "Dog Ridge" y una de "1613". Tiene mayor vigor y más resistencia a la filoxera que la "1613". Las estacas enraizan con facilidad y también fácilmente se injerta de púa o de yema. Se recomienda para sustituir al "1613", en especial en la producción de uva para mesa.

"Freedom". Este patrón se originó como una plántula hermana de "Harmony". Es muy vigoroso, igual a "Salt Creek". Tiene la misma resistencia a la filoxera y a los nematodos que "Harmony", pero las estacas enraizan más fácilmente y crece con mayor uniformidad y vigor. Se injerta con facilidad tanto de púa como de yema. Se debe usar como sustituto de "Couderc" donde se desea un alto vigor.

"Dog Ridge" y "Salt Creek" ("Ramsey") (*V. champini*). Estos patrones muy relacionados entre sí son resistentes a la filoxera y a los nematodos de la agalla de las raíces y en extremo vigorosos. Se deben usar sólo en suelos de baja fertilidad y en suelos arenosos. En suelos fértiles, las varas a menudo son tan vigorosas que son improductivas. Las estacas de estos patrones enraizan con dificultad, en especial las de "Salt Creek". En suelos mejores, de ordinario se prefiere a "Salt Creek" sobre "Dog Ridge", debido a que el gran vigor de este último ocasiona un mal cuajado de los frutos. Estos dos patrones se han comportado mejor para vides para pasas y para vino en suelos arenosos.

Las vides de vinífera que tienen un crecimiento pobre en suelos infértiles pueden ser vigorizadas arqueándolas con estacas enraizadas de alguna de estos cultivares: "Dog Ridge" en suelos muy arenosos y "Salt Creek" en suelos arenosos.

Zarzamora (*Rubus* spp.). El tipo erecto de zarzamora produce vástagos con facilidad. Su propagación consiste en excavar los brotes o hijuelos con una sección de raíces adherida durante el comienzo de la primavera y replantarlas en su lugar definitivo. Con frecuencia estos hijuelos se cultivan un año más en vivero, para desarrollar plantas más fuertes, antes de colocarlas en una nueva plantación.

Las zarzamoras de tipo rastrero, como youngberry, boysenberry, loganberry o dewberry, no producen muchos hijuelos. Este tipo usualmente se propaga por acodos de punta.

Todas las zarzamoras se pueden propagar por estacas de raíz, pero algunas de las formas sin espinas, como la youngberry sin espinas y la "Evergreen Thornless, revierten al tipo espinoso si se propagan en esa forma.

Tanto los tipos erectos como los rastreros de zarzamora se pueden iniciar con facilidad por estacas convencionales de tallo, con estacas de un nudo en cada una (251) o por estacas de yema con hoja tomadas de ramas foliosas y puestas a enraizar en condiciones de humedad elevada, en especial en camas de propagación bajo niebla. El tratamiento de esas estacas con sustancias que estimulan el enraizamiento resulta provechoso.

También se pueden usar métodos de micropropagación para la producción en gran escala de nuevas plantas. (18)

BIBLIOGRAFIA

1. Albert, D. W. 1926. Propagation of date palms from offshoots. *Ariz. Agr. Exp. Sta. Bul.* 119.
2. Aldrich, W. W., G. H. Leach, and W. A. Dollins. 1945. Some factors influencing the growth of date offshoots in the nursery row. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 46:215-21.
3. Alley, C. J. 1980. Propagation of grapevines. *Calif. Agr.* 34(7):29-30.
4. Alley, C. J., and A. T. Koyama. 1978. Vine bleeding delays growth of T-budded grapevines. *Calif. Agr.* 32(8):6.
5. Argles, G. K. 1976. *Anacardium occidentale* (cashew). In *The propagation of tropical fruit trees*, R. J. Garner and S. A. Chaudri, eds. Hort. Rev. No. 4. East Malling, England; FAO and Commonwealth Agricultural Bureaux.
6. Arndt, C. H. 1935. Mango polyembryony and other multiple shoots. *Amer. Jour. Bot.* 22:26.
7. Ashiru, G. A., and T. Quarcoo. 1971. Vegetative propagation of kola (*Cola nitida*). *Trop. Agr.* 48(1):85-92.
8. Barton, L. V. 1965. Viability of seeds of *Theobroma cacao* L. *Contr. Boyce Thomp. Inst.* 23(4):109-22.
9. Bass, L. N. 1975. Seed storage of *Carica papaya* L. *HortScience* 10(3):232-33.
10. Batjer, L. P., and H. Schneider. 1960. Relation of pear decline to rootstocks and sieve-tube necrosis. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 76:85-97.
11. Bitters, W. P. 1950. Rootstocks with dwarfing effect. *Calif. Agr.* 4(2):5, 14.
12. Bitters, W. P., and E. R. Parker. 1953. Quick decline of citrus as influenced by top-root relationships. *Calif. Agr. Exp. Sta. Bul.* 733.
13. Blodgett, E. C., H. Schneider, and M. D. Aichele. 1962. Behavior of pear decline disease on different stock-scion combinations. *Phytopathology* 52:679-84.
14. Boxus, P. 1974. The production of strawberry plants by *in vitro* micropropagation. *Jour. Hort. Sci.* 49:209-10.
15. Brase, K., and R. D. Way. 1959. Rootstocks and methods used for dwarfing fruit trees. *N. Y. Agr. Exp. Sta. Bul.* 783.
16. Brokaw, W. H. 1977. Subtropical fruit tree production; avocado as a case study. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:113-21.
17. ———. 1981. Kiwifruit production. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:48-54.
18. Broome, O. C., and R. H. Zimmerman. 1978. *In vitro* propagation of blackberry. *Hort-Science* 13(2):151-53.

19. Bryant, M. D. 1969. Propagating the pecan tree. *New Mex. State Univ. Pl. Sci. Guide* 400. H-604.
20. Calavan, E. C., E. F. Frolich, J. B. Carpenter, C. N. Roistacher, and D. W. Christiansen. 1964. Rapid indexing for exocortis of citrus. *Phytopathology* 54:1359-62.
21. Cameron, J. W., and R. K. Soost. 1953. Nucellar lines of citrus. *Calif. Agr.* 7(1):8, 15, 16.
22. Carlson, R. F. 1965. Growth and incompatibility factors associated with apricot scion/rootstock in Michigan. *Mich. Quart. Bul.* 48(1):23-29.
23. ———. 1970. Rootstocks in relation to apple cultivars. In *North American apples: Varieties, rootstocks, outlook*, W. H. Upshall, ed. East Lansing: Michigan State Univ. Press.
24. Carlson, R. F., and H. B. Tukey. 1955. Cultural practices in propagating dwarfing rootstocks in Michigan. *Mich. Agr. Exp. Sta. Quart. Bul.* 37(4):492-97.
25. Castle, W. S., W. G. Adams, and R. L. Dille. 1979. An indoor container system for producing citrus nursery trees in one year from seed. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 92:3-7.
26. Chase, S. B. 1947. Budding and grafting eastern black walnut. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 49:175-80.
27. Chaudri, S. A. 1976. *Mangifera indica—Mango*. In *The propagation of tropical fruit trees*, R. J. Garner and S. A. Chaudri, eds. Hort. Rev. No. 4., Comm. Bureau Hort. and Plant. Crops. East Malling, England; FAO and Commonwealth Agricultural Bureaux.
28. Cheng, T. 1978. Clonal propagation of woody plant species through tissue culture techniques. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:139-55.
29. Child, R. 1964. *Coconuts*. London: Longmans, Green.
30. Cobin, M. 1954. The lychee in Florida. *Fla. Agr. Exp. Sta. Bul.* 546.
31. Cohen, D., and D. Elliott. 1979. Micropropagation methods for blueberries and tamarillos. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:177-79.
32. Cole, C. E. 1966. The fruit industry of Australia and New Zealand. *Proc. XVII Inter. Hort. Cong.* 4:321-68.
33. Collins, J. L. 1960. *The pineapple—history, cultivation, utilization*. London: Leonard-Hill.
34. Condit, I. J. 1969. *Ficus, the exotic species*. Berkeley, Calif.: Univ. of Calif. Div. Agr. Sci.
35. Converse, R. A. 1972. The propagation of virus-tested strawberry stocks. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 22:73-76.
36. Coorts, G. D., and J. W. Hull. 1972. Propagation of highbush blueberry (*Vaccinium Australe* Small) by hard and softwood cuttings. *The Plant Propagator* 18(2):9-11.
37. Couvillon, G. A., and F. A. Pokorny. 1968. Photoperiod, indolebutyric acid, and type of cutting wood as factors in rooting of rabbiteye blueberry (*Vaccinium ashiei* Reade), cv. Woodward. *HortScience* 3(2):74-75.
38. Couvillon, G. A., and A. Erez. 1980. Rooting, survival, and development of several peach cultivars propagated from semi-hardwood cuttings. *HortScience* 15(1):41-43.
39. Cross, C. E., I. E. Demoranville, K. H. Deubert, R. M. Devlin, J. S. Norton, W. E. Tomlinson, and B. M. Zuckerman. 1969. Modern cultural practice in cranberry growing. *Mass. Agr. Exp. Sta. Ext. Ser. Bul. No.* 39.
40. Cummins, J. N., and R. L. Norton. 1974. Apple rootstock problems and potentials. *N. Y. Food Life Sci. Bul.* 41.
41. Cummins, J. N., and H. S. Aldwinckle. 1974. Breeding apple rootstocks. *HortScience* 9(4):367-72.

42. Damiano, C. 1980. Strawberry micropropagation. In *Proc. Conf. Nurs. Prod. Fruit Plants through Tissue Cult.*, R. H. Zimmerman, ed. USDA, SEA, ARR-NE-11.
43. Darrow, G. M., and J. N. Moore. 1966. Blueberry growing. *USDA Farmers' Bul.* 1951 (rev.).
44. Davis B., II. 1976. Bench grafting plum and apricot as compared to T-budding. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:253-55.
45. Day, L. H. 1951. Cherry rootstocks in California. *Calif. Agr. Exp. Sta. Bul.* 725.
46. Day, L. H., and E. R. Serr. 1951. Comparative resistance of rootstocks of fruit and nut trees to attack by root lesion or meadow nematode. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 57:150-54.
47. Dillon, D. 1967. Simultaneous grafting and rooting of citrus under mist. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 17:114-18.
48. Dimalla, G. G., and J. Van Staden. 1978. Pecan nut germination: A review for the nursery industry. *Scient. Hort.* 8:1-9.
49. Doehlert, C. A. 1953. Propagating blueberries from hardwood cuttings. *N. J. Agr. Exp. Sta. Cir.* 551.
50. Doggrell, L. M. 1976. Commercial propagation of macadamias. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:391-93.
51. Doncaster, T. 1981. The whys and hows of passion fruit growing in Queensland. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:616-17.
52. Eck, P., and A. W. Stretch. 1979. Cutting wood production from highbush blueberry mother block plants as affected by nitrogen nutrition and fungicide treatment. *Hort-Science* 14(5):599-600.
53. Erez, A., and Z. Yablowitz. 1981. Rooting of peach hardwood cuttings for the meadow orchard. *Scient. Hort.* 15:137-44.
54. Evans, H. 1951. Investigations on the propagation of cacao. *Trop. Agr.* 28:147-203.
55. ———. 1953. Physiological aspects of the propagation of cacao from cuttings. *Rpt. 13th Inter. Hort. Cong.* 2:1179-90.
56. Fletcher, W. F. 1942. The native persimmon. *USDA Farmers' Bul.* 685.
57. Fletcher, W. A. 1971. Growing Chinese gooseberries. *New Zealand Dept. Agr. Bul.* 349.
58. Fogle, H. W., H. L. Keil, W. L. Smith, S. M. Mircetich, L. C. Cochran, and H. Baker. 1974. Peach production. *USDA, ARS Agr. Handbook* 463.
59. Forde, H. I. 1979. Persian walnut in the western United States. In *Nut tree culture in North America*, R. A. Jaynes, ed. Hamden, Conn.: Northern Nut Growers Assn.
60. Frazier, N. F., and A. F. Posnette. 1958. Relationships of the strawberry viruses of England and California. *Hilgardia* 27(17):455-513.
61. Frolich, E. F. 1966. Rooting citrus and avocado cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 16:51-54.
62. Frolich, E. F., and R. G. Platt. 1972. Use of the etiolation technique in rooting avocado cuttings. *Calif. Avoc. Soc. Yearbook*, 1971-1972, pp. 97-109.
63. Funk, D. T. 1979. Black walnuts for nuts and timber. In *Nut tree culture in North America*, R. A. Jaynes, ed. Hamden, Conn.: North American Nut Growers Assn.
64. Galletta, G. J., and A. S. Fish, Jr. 1971. Interspecific blueberry grafting, a way to extend *Vaccinium* culture to different soils. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 96(3):294-98.
65. Gardner, F. E., and G. E. Horanic. 1963. Cold tolerance and vigor of young citrus trees. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 76:105-10.

66. Giliomee, J. H., D. K. Strydom, and H. J. Van Zyl. 1968. Northern Spy, Merton, and Malling-Merton rootstocks susceptible to woolly aphid, *Eriosoma lanigerum*, in the Western Cape. *S. Afr. Jour. Agr. Sci.* 11:183-86.
67. Glenn, E. M. 1961. Plum rootstock trials at East Malling. *Jour. Hort. Sci.* 36:28-39.
68. Gould, H. P. 1939. The native papaw. *USDA Leaflet 179*.
69. ———. 1940. The Oriental persimmon. *USDA Leaflet 194*.
70. Greathead, A. S., N. Welch, W. S. Seyman, N. F. McCalley, V. Voth, and R. Bringhurst. 1977. Strawberry production in California. *Div. Agr. Sci., Univ. Calif. Leaflet 2959*.
71. Greenhalgh, W. J. 1963. A pear rootstock trial at Bathurst Experiment Farm. *Agr. Gaz. N.S.W. (Aust.)* 74:350-53.
72. Griggs, W. H., and H. T. Hartmann. 1960. Old Home pears show resistance to decline when on own roots. *Calif. Agr.* 14:8, 10.
73. Griggs, W. H., D. D. Jensen, and B. T. Iwakiri. 1968. Development of young pear trees with different rootstocks in relation to psylla infestation, pear decline, and leaf curl. *Hilgardia* 39:153-204.
74. Griggs, W. H., J. A. Beutel, W. O. Reil, and B. T. Iwakiri. 1980. Combination of pear rootstocks recommended for new Bartlett plantings. *Calif. Agr.* 34(10):20-24.
75. Grimo, E. 1979. Carpathian (Persian) walnuts. In *Nut tree culture in North America*, R. A. Jaynes, ed. Hamden, Conn.: North American Nut Growers Assn.
76. Guttridge, C. G., D. T. Mason, and E. G. Ing. 1965. Cold storage of strawberry runner plants at different temperatures. *Exp. Hort.* 12:38-41.
77. Hall, I. V. 1969. Growing cranberries. *Can. Dept. Agr. Publ.* 1282 (rev.).
78. Hall, I. V., L. E. Aalders, L. P. Jackson, G. W. Wood, and C. L. Lockhart. 1975. Lowbush blueberry production. *Can. Dept. Agr. Publ.* 1477.
79. Hall, W. J. 1975. Propagation of walnuts, almonds, and pistachios in California. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:53-57.
80. Halma, F. F., K. M. Smoyer, and H. W. Schwalm. 1944. Quick decline associated with sour rootstocks. *Calif. Citrogr.* 29:245.
81. Hamilton, R. Z., and W. Yee. 1974. Macadamia: Hawaii's dessert nut. *Univ. Hawaii Cir.* 485.
82. Hansen, C. J., and H. T. Hartmann. 1968. The use of indolebutyric acid and captan in the propagation of clonal peach and peach-almond hybrid rootstock. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 92:135-40.
83. Harada, H. 1975. *In vitro* organ culture of *Actinidia chinensis* Pl. as a technique for vegetative multiplication. *Jour. Hort. Sci.* 50:81-83.
84. Harkness, R. W. 1967. Papaya growing in Florida. *Fla. Agr. Exp. Sta. Cir.* S-180.
85. Harmon, F. N. 1943. Influence of indolebutyric acid on the rooting of grape cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 42:383-88.
86. ———. 1954. A modified procedure for greenwood grafting of vinifera grapes. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 64:255-58.
87. Harmon, F. N., and J. H. Weinberger. 1959. Effects of storage and stratification on germination of *Vinifera* grape seeds. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 73:147-50.
88. ———. 1963. Bench grafting trials with Thompson seedless grapes on various rootstocks. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 83:379-83.
89. Hartmann, Henry. 1961. Historical facts pertaining to root and trunkstocks for pear trees. *Ore. Agr. Exp. Sta. Misc. Paper* 109.

90. Hartmann, H. T. 1952. Further studies on the propagation of the olive by cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 59:155-60.
91. ———. 1955. Auxins for hardwood cuttings. *Calif. Agr.* 9(4):7, 12, 13.
92. ———. 1958. Rootstock effects in the olive. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 72:242-51.
93. Hartmann, H. T., and R. M. Brooks. 1958. Propagation of Stockton Morello cherry rootstocks by softwood cuttings under mist. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 71:127-34.
94. Hartmann, H. T., and C. J. Hansen. 1958. Rooting pear, plum rootstocks. *Calif. Agr.* 12(10):4, 14-15.
95. ———. 1955. Rooting of softwood cuttings of several fruit species under mist. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 66:157-67.
96. Hartmann, H. T., and F. Loreti. 1965. Seasonal variation in rooting leafy olive cuttings under mist. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 87:194-98.
97. Hartmann, H. T., and K. Opitz. 1977. Olive production in California. *Div. Agr. Sci., Univ. Calif. Leaflet 2474.*
98. Hartmann, H. T., W. H. Griggs, and C. J. Hansen. 1963. Propagation of own-rooted Old Home and Bartlett pears to produce trees resistant to pear decline. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 82:92-102.
99. Hartmann, H. T., C. J. Hansen, and F. Loreti. 1965. Propagation of apple rootstocks by hardwood cuttings. *Calif. Agr.* 19(6):4-5.
100. Hartmann, H. T., W. C. Schnathorst, and J. Whisler. 1971. Oblonga, a clonal olive rootstock resistant to verticillium wilt. *Calif. Agr.* 25(6):12-15.
101. Hearn, C. J., D. J. Hutchison, and H. C. Barrett. 1974. Breeding citrus rootstocks. *HortScience* 9(4):357-58.
102. Hedrick, U. P. 1923. Stocks for plums. *N. Y. Agr. Exp. Sta. Bul.* 498.
103. Heppner, M. J. 1927. Pear black-end and its relation to different rootstocks. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 24:139-42.
104. Herman, E. B., and G. J. Haas. 1975. Clonal propagation of *Coffea arabica* L. from callus culture. *HortScience* 10(6):588-89.
105. Heydecker, W., and Margaret Marston. 1968. Quantitative studies on the regeneration of raspberries from root cuttings. *Hort. Res.* 8(2):142-46.
106. Hibino, H., G. H. Kaloostian, and H. Schneider. 1971. Mycoplasma-like bodies in the pear psylla vector of pear decline. *Virology* 43:34-40.
107. Hodgson, R. W. 1940. Rootstocks for the Oriental persimmon. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 37:338-39.
108. Howard, W. L. 1925. The "Stockton" Morello cherry. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 21:320-23.
109. Hudson, J. P. 1954. Propagation of plants by root cuttings I. Regeneration of raspberry root cuttings. *Jour. Hort. Sci.* 29:27-43.
110. Ivey, I. D. 1979. Feijoas: Selection and propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:161-68.
111. Jaffee, A. 1970. Chip grafting guava cultivars. *The Plant Propagator* 16(2):6.
112. James, D. J., and I. J. Thurbon. 1981. Shoot and root initiation *in vitro* in the apple rootstock M.9 and the promotive effects of phloroglucinol. *Jour. Hort. Sci.* 56(1):15-20.
113. Jaynes, R. A. 1961. Buried-inarch technique for rooting chestnut cuttings. *North. Nut Grow. Assoc. 52nd Ann. Rpt.*, pp. 37-39.

114. ———. 1979. Chestnuts. In *Nut tree culture in North America*, R. A. Jaynes, ed. Hamden, Conn.: Northern Nut Growers Assn.
115. Joley, L. E. 1979. Pistachios. In *Nut tree culture in North America*, R. A. Jaynes, ed. Hamden, Conn.: Northern Nut Growers Assn.
116. Jones, O. P., C. A. Pontikis, and M. E. Hopgood. 1979. Propagation *in vitro* of five apple scion cultivars. *Jour. Hort. Sci.* 54(2):155-58.
117. Kartha, K. K., N. L. Leung, and K. Pahl. 1980. Cryopreservation of strawberry meristems and mass propagation of plantlets. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 105(4):481-84.
118. Kender, W. J. 1965. Some factors affecting the propagation of lowbush blueberries by softwood cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 86:301-6.
119. Kester, D. E., C. J. Hansen, and C. Panetsos. 1965. Effect of scion and interstock variety on incompatibility of almond on Marianna 2624 rootstock. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 86:169-77.
120. Kester, D. E., and R. A. Asay. 1975. Almond breeding. In *Advances in fruit breeding*, J. M. Moore and J. Janick, eds. Lafayette, Ind.: Purdue Univ. Press.
121. Klotz, L. J., E. C. Calavan, and L. G. Weathers. 1972. Virus and virus-like diseases of citrus. *Calif. Agr. Exp. Sta. Cir.* 559.
122. Krezdorn, A. H., and G. W. Adriance. 1961. Fig growing in the South. *USDA Agr. Handbook* 196.
123. Krul, W. R., and J. Meyerson. 1980. *In vitro* propagation of grape. In *Proc. Conf. Nurs. Prod. Fruit Plants through Tissue Culture*, R. H. Zimmerman, ed. USDA, SEA, ARR-NE-11.
124. Lagerstedt, H. B. 1979. Filberts. In *Nut tree culture in North America*, R. A. Jaynes, ed. Hamden, Conn.: Northern Nut Growers Assn.
125. Layne, R. E. C. 1974. Breeding peach rootstocks for Canada and the northern United States. *HortScience* 9(4):364-66.
126. Lapins, K. 1959. Some symptoms of stock-scion incompatibility of apricot varieties on peach seedling rootstock. *Can. Jour. Plant Sci.* 39:194-203.
127. Lawyer, E. M. 1978. Seed germination of stone fruits. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:106-9.
128. Lear, B., and L. Lider. 1959. Eradication of root-knot nematodes from grapevine rootings by hot water. *Plant Dis. Rpt.* 43:314-17.
129. Lider, L. 1958. Phylloxera-resistant grape rootstocks for the coastal valleys of California. *Hilgardia* 27:287-318.
130. ———. 1960. Vineyard trials in California with nematode-resistant grape rootstocks. *Hilgardia* 30:123-52.
131. ———. 1963. Field budding and the care of the budded grapevine. *Calif. Agr. Ext. Ser. Leaflet* 153.
132. Lider, L., and N. Shaulis. 1965. Resistant rootstocks for New York vineyards. *N. Y. Agr. Exp. Sta. Res. Cir. No.* 2.
133. Litz, R. E., and R. A. Conover. 1978. *In vitro* propagation of papaya. *HortScience* 13(3):241-42.
134. Livingston, R. L., and T. F. Crocker. 1975. Pecans in Georgia. *Univ. Ga., Col. Agr. Bul.* 609.
135. Loomis, N. H. 1948. Rootstocks for grapes in the south. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 42:380-82.

136. Lynch, S. J., and R. O. Nelson. 1956. Current methods of vegetative propagation of avocado, mango, lychee, and guava in Florida. *Cieba* (Escuela Agrícola Panamericana, Tegucigalpa, Honduras) 4:315-77.
137. Lynn, C., and H. T. Hartmann. 1957. Rooting cuttings under mist—Paradox walnut. *Calif. Agr.* 11(5):11, 15.
138. Lyrene, P. M. 1980. Micropropagation of rabbiteye blueberries. *HortScience* 15(1):80-81.
139. MacDaniels, L. H. 1952. Nut growing. *Cornell Ext. Bul.* 701.
140. ———. 1979. Hickories. In *Nut tree culture in North America*, R. A. Jaynes, ed. Hamden Conn.: Northern Nut Growers Assn.
141. Madden, G. E. 1979. Pecans. In *Nut tree culture in North America*, R. A. Jaynes, ed. Hamden, Conn.: Northern Nut Growers Assn.
142. Madden, G. E., and H. W. Tisdale. 1975. Effects of chilling and stratification on nut germination of northern and southern pecan cultivars. *HortScience* 10(3):259-60.
143. Majumdar, P. K., and S. K. Mukherjee. 1968. Guava: A new vegetative propagation method. *Indian Hort.* Jan.-Mar.
144. McKay, J. W., and H. L. Crane. 1953. Chinese chestnut: A promising new orchard crop. *Econ. Bot.* 7:228-42.
145. McKenzie, D. W. 1964. Apple rootstock trials: Jonathan on East Malling, Merton, and Malling-Merton rootstocks. *Jour. Hort. Sci.* 39:69-77.
146. McMillan-Browse, P. D. A. 1970. Vegetative propagation of *Corylus*. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 20:356-58.
147. Maxwell, N. P., and C. G. Lyons. 1979. A technique for propagating container-grown citrus on sour orange rootstock. *HortScience* 14(1):56-57.
148. Milbocker, D. C. 1980. Kiwifruit. *Amer. Hort.* 59(1):21, 34-35.
149. Mircetich, J. S. M., J. Refsguard, and M. E. Matheron. 1980. Blackline of English walnut trees traced to graft-transmitted virus. *Calif. Agr.* 34(11, 12):8-10.
150. Montgomery, H. B. S. 1963. Fruit tree raising: Rootstocks and propagation. *Minist. Agr. Fish. Foods (London) Bul.* 135.
151. Moore, P. W. 1966. Propagation and growing citrus nursery trees in containers. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 16:54-62.
152. Morton, J. F., and F. D. Venning. 1972. Avoid failures and losses in the cultivation of cashew. *Econ. Bot.* 26(3):245-54.
153. Moss, G. I., and R. Dalgleish. 1981. Rapid propagation of citrus in containers. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31:262-74.
154. Mukherjee, S. K., and P. K. Majumdar. 1963. Standardization of rootstock of mango. I. Studies on the propagation of clonal rootstocks by stooling and layering. *Indian Jour. Hort.* 20:204-9.
155. ———. 1964. Effect of different factors on the success of veneer grafting in mango. *Indian Jour. Hort.* 21:46-50.
156. Mukherjee, S. K., and N. N. Bid. 1965. Propagation of mango. II. Effect of etiolation and growth regulator treatment on the success of air layering. *Indian Jour. Agr. Sci.* 35:309-14.
157. Mullins, C. A. 1972. Twenty years' research with size-controlling apple rootstocks on the Cumberland plateau. *Tenn. Agr. Exp. Sta. Bul.* 488.
158. Nagabhusanam, S., and M. A. Menon. 1980. Propagation of cashew (*Anacardium occidentale* L.) by etiolation, girdling, and stooling. *The Plant Propagator* 26(1):11-13.

159. Nelson, S. H., and H. B. Tukey. 1955. Root temperature affects the performance of East Malling apple rootstocks. *Quart. Bul. Mich. Agr. Exp. Sta.* 38:46-51.
160. Nesbitt, W. B. 1974. Breeding resistant grape rootstocks. *HortScience* 9(4):359-61.
161. Nixon, R. W. 1969. Growing dates in the United States. *USDA Agr. Inf. Bul.* 207.
162. Northwood, P. J. 1964. Vegetative propagation of cashew (*Anacardium occidentale*) by the air layering method. *E. Afr. Agr. For. Jour.* 30:35-37.
163. Norton, R. A., C. J. Hansen, H. J. O'Reilly, and W. H. Hart. 1963. Rootstocks for apricots in California. *Calif. Agr. Ext. Ser. Leaflet* 156.
164. ———. 1963. Rootstocks for sweet cherries in California. *Calif. Agr. Ext. Ser. Leaflet* 159.
165. ———. 1963. Rootstocks for peaches and nectarines in California. *Calif. Agr. Ext. Ser. Leaflet* 157.
166. ———. 1963. Rootstocks for plums and prunes in California. *Calif. Agr. Ext. Ser. Leaflet* 158.
167. Opitz, K. W., and R. G. Platt. 1969. Citrus growing in California. *Univ. Calif. Agr. Exp. Sta. Man.* 39.
168. Opitz, K. W., and J. Beutel. 1975. Kiwi propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:63-65.
169. Otterbacher, A. G., and R. M. Skirvin. 1978. Derivation of the binomial *Fragaria* × *ananassa* for the cultivated strawberry. *HortScience*. 13(6):637-39.
170. Painter, J. H. 1967. Producing walnuts in Oregon. *Ore. Agr. Ext. Bul.* 795.
171. Pease, R. W. 1954. Growing chestnuts from seed. *W. Va. Agr. Exp. Sta. Cir.* 90.
172. Pennock, W., and G. Maldonado. 1963. The propagation of guavas from stem cuttings. *Jour. Agr., Univ. Puerto Rico* 47:280-90.
173. Platt, R. G., and E. F. Frolich. 1965. Propagation of avocados. *Calif. Agr. Exp. Sta. Cir.* 531.
174. Platt, R. G. 1976. Current techniques of avocado propagation. In *Proc. 1st Inter. Trop. Short Course: The avocado*, J. W. Sauls, R. L. Phillips, and L. K. Jackson, eds. Gainesville, Fla.: Fruit Crops Dept., Univ. of Fla.
175. Platt, R. G., and K. Opitz. 1973. The propagation of citrus. In *The citrus industry*, vol. 3, W. Reuther, ed. Berkeley, Calif.: Div. Agr. Sci., Univ. Calif.
176. Popenoe, J. 1970. Coconut varieties and propagation. In *Coconuts: Production, processing, products*, J. G. Woodroof, ed. Westport, Conn.: AVI Publishing.
177. Posnette, A., and R. Cropley. 1962. Further studies on a selection of Williams Bon Chretien pear compatible with Quince A rootstocks. *Jour. Hort. Sci.* 37:291-94.
178. Preston, A. P. 1966. Apple rootstock studies: Fifteen years' results with Malling-Merton clones. *Jour. Hort. Sci.* 41:349-60.
179. ———. 1971. Apple rootstocks 3431 (M. 27). *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1970*, pp. 143-47.
180. Rake, B. A. 1954. The propagation of gooseberries. I. Some factors influencing the rooting of hardwood cuttings. *Ann. Rpt. Long Ashton Res. Sta. for 1953*, pp. 79-88.
181. Rao, V. N. M., and I. K. S. Rao. 1957. Studies on the vegetative propagation of cashew (*Anacardium occidentale* L.). Approach grafting with and without the aid of plastic film wrappers. *Indian Jour. Agr. Sci.* 27:267-75.
182. Ray, R., and L. Walheim. 1980. *Citrus: How to select, grow and enjoy*. Phoenix, Ariz.: HP Books.
183. Reimer, R. C. 1925. Blight resistance in pears and characteristics of pear species and stocks. *Ore. Agr. Exp. Sta. Bul.* 214.

184. Reuveni, O., and M. Raviv. 1981. Importance of leaf retention to rooting of avocado cuttings. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 106(3):127-30.
185. Reuther, W., ed. *The citrus industry*, vol. 1, 1967; vol. 2, 1968; vol. 3, 1973; vol. 4, 1978. Berkeley, Calif: Univ. Calif. Div. Agr. Sci.
186. Rizzi, A. D., and H. I. Forde. 1974. Pecans. *Calif. Coop. Ext. Ser.* AXT-382.
187. Roberts, A. N. 1962. Cherry rootstocks. *Rpt. Ore. Hort. Soc.* 54:95-98.
188. Rosati, P., G. Marino, and C. Swierczewski. 1980. *In vitro* propagation of Japanese plum (*Prunus salicina* Lindl. cv. Calita). *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 105(1):126-29.
189. Rosedale, D. O. 1963. Growing macadamia nuts in California. *Calif. Agr. Ext. Ser. Publ.* AXT-103.
190. Ruehle, G. D. 1958. Growing bananas in Florida. *Univ. Fla. Agr. Ext. Ser. Cir.* 178.
191. Rygg, G. L. 1975. Date development, handling, and packing in the United States. *USDA, ARS Agr. Handbook* 482.
192. Sax, K. 1949. The use of *Malus* species for apple rootstocks. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 53:219-20.
193. ———. 1953. Interstock effects in dwarfing fruit trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 62:201-4.
194. Schneider, H. 1970. Graft transmission and host range of the pear decline causal agent. *Phytopathology* 60:204-7.
195. Schroeder, C. A. 1947. Rootstock influence on fruit set in the Hachiya persimmon. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 50:149-50.
196. Scott, D. H. 1977. Growing strawberries in the Southeastern and Gulf Coast states. *USDA ARS Farmers' Bul.* 2246.
197. Scott, D. H., A. D. Draper, and G. M. Darrow. 1973. Commercial blueberry growing. *USDA Farmers' Bul.* 2254.
198. Scott, D. H., and D. P. Ink. 1948. Germination of strawberry seed as affected by scarification treatment with sulfuric acid. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 51:299-300.
199. Seelig, R. A. 1969. Bananas. In *Fruit & vegetable facts & pointers* (3rd ed.). Washington, D.C.: United Fresh Fruit & Vegetable Assn.
200. Serr, E. F. 1954. Rooting Paradox walnut hybrids. *Calif. Agr.* 8(5):7.
201. Serr, E. F., and A. D. Rizzi. 1964. Walnut rootstocks. *Univ. Calif. Agr. Ext. Publ.* AXT-120.
202. Shalla, T., and L. Chiarappa. 1961. Pear decline in Italy. *Bul. Calif. Dept. Agr.* 50:213-17.
203. Sharpe, R. H. 1954. Rooting of muscadine grapes under mist. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 63:88-90.
204. ———. 1974. Breeding peach rootstock for the southern United States. *HortScience* 9(4):362-63.
205. Simmonds, N. W. 1966. *Bananas* (2nd ed.). London: Longmans, Green.
206. Singh, S., and D. V. Chugh. 1961. Marcotting with some plant regulators in loquat (*Eriobotrya japonica* Lindl.). *Indian Jour. Hort.* 18:123-29.
207. Singh, L. B. 1960. *The mango: Botany, cultivation, and utilization*. New York: Interscience Publishers.
208. Singh-Dhaliwal, T., and A. Torres-Sepulveda. 1961. Recent experiments on rooting coffee stem cuttings in Puerto Rico. *Univ. Puerto Rico Agr. Exp. Sta. Tech. Paper* 33.
209. Sitton, B. G. 1931. Vegetative propagation of the black walnut. *Mich. Agr. Exp. Sta. Tech. Bul.* 119.

210. Smith, I. E., B. N. Wolstenholme, and P. Allan. 1974. Rooting and establishment of pecan (*Carya illinoensis* [Wang] K. Koch.) stem cuttings. *Agroplantae* 6:21-28.
211. Smith, S. H., R. E. Hilton, and N. W. Frazier. 1970. Meristem culture for elimination of strawberry viruses. *Calif. Agr.* 24(8):8-10.
212. Snir, I. and A. Erez. 1980. *In vitro* propagation of Malling-Merton apple rootstocks. *HortScience* 15(5):597-98.
213. Sookmark, S., and E. A. Tai. 1975. Vegetative propagation of papaya by budding. *Acta Hort.* 49:85-90.
214. Spiegel-Roy, P. 1962. Experience with rootstocks for the apricot and stock-scion compatibilities in Israel. *Proc. 16th Inter. Hort. Cong.*, pp. 587-92.
215. Sriskandarajah, S., and M. G. Mullin. 1981. Micropropagation of Granny Smith apple: Factors affecting root formation *in vitro*. *Jour. Hort. Sci.* 56(1):71-76.
216. Stebbins, R., and F. E. Larsen. 1981. Rootstocks for apple in the Pacific Northwest. *PNW Coop. Ext. Publ.* 208.
217. Storey, W. B. 1976. *Macademia tetraphylla*—the preferred rootstock. Vista, Calif.: *Calif. Macademia Soc. Yearbook* 22:101-7.
218. Stubbs, L. L. 1963. Tristeza-tolerant strains of sour orange. *F. A. O. Plant Prot. Bul.* 11:8-10.
219. Suarez de Castro, F. 1961. Semilleros o germinadores de café (Coffee seed beds or germinators). *Agri. Trop.* (Bogota) 17:317-24.
220. Teague, C. P. 1966. Avocado tip-grafting. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 16:50-51.
221. Teulon, J. 1971. Propagation of passion fruit (*Passiflora edulis*) on a fusarium-resistant rootstock. *The Plant Propagator* 17(3):4-5.
222. Theakston, F. E. 1976. *Carica papaya*. In *The propagation of tropical fruit trees*, R. J. Garner and S. A. Chaudri, eds. Hort. Rev. No. 4 Comm. Bur. Hort. and Plant. Crops. East Malling, England: Comm. Agr. Bur.
223. Thomas, C. A. 1981. Mango propagation by saddle grafting. *Jour. Hort. Sci.* 56(2):173-75.
224. Tisserrat, B. 1980. Propagation of date palm (*Phoenix dactylifera* L.) *in vitro*. *Jour. Exp. Bot.* 30(119):1275-83.
225. ———. 1981. Date palm tissue culture. *USDA ARS, Adv. in Agr. Tech. AAT-W-17*.
226. Torre, L. C., and B. H. Barritt. 1979. Red raspberry establishment from root cuttings. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 104(1):28-31.
227. Tomkins, J. P., and D. K. Ourecky. 1972. Growing strawberries in New York State. *N. Y. State Col. Agr. Inform. Bul.* 15.
228. Traub, H. P., and L. C. Marshall. 1937. Rooting of papaya cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 34:291-94.
229. Tukey, H. B., and K. D. Brase. 1943. The dwarfing effect of an intermediate stem-piece of Malling IX. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 42:357-64.
230. Urquhart, D. H. 1961. *Cocoa* (2nd ed.). London: Longmans, Green.
231. van Eignatten, C. L. M. 1969. Propagation of kola (*Cola nitida*). Commun. NEDERF (Amsterdam), Sept.
232. van Staden, J., B. N. Wolstenholme, and G. G. Dimala. 1976. Effect of temperature on pecan seed germination. *HortScience* 11(3):261-62.
233. Warner, R. M., Z. Worku, and J. A. Silva. 1979. Effect of photoperiod on growth responses of citrus rootstocks. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 104(2):232-35.
234. Weaver, R. J. 1976. *Grape growing*. New York: John Wiley.

235. Webster, A. D. 1974. Dwarfing plum rootstocks emerging at East Malling. *Grower* 81:382-86.
236. Weinberger, J. H. 1975. Growing nectarines. *USDA, ARS. Agr. Inf. Bul.* 379.
237. Weinberger, J. H., and N. H. Loomis. 1972. A rapid method for propagating grapevines on rootstocks. *USDA Agr. Res. Ser. ARS-W-2*.
238. Wellman, F. L. 1961. *Coffee: Botany, cultivation, utilization*. London: Leonard-Hill.
239. Westwood, M. N. 1978. *Temperate zone pomology: Pear rootstocks*. San Francisco: W. H. Freeman & Co. Publishers.
240. Westwood, M. N., and L. A. Brooks. 1963. Propagation of hardwood pear cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 13:261-68.
241. Westwood, M. N., H. R. Cameron, P. B. Lombard, and C. B. Cordy. 1971. Effects of trunk and rootstock on decline, growth, and performance of pear. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 96(2):147-50.
242. Westwood, M. N., and A. N. Roberts. 1965. Quince root used for dwarf pears. *Ore. Orn. and Nurs. Dig.* 9(1):1-2.
243. Wilhelm, S. 1974. The garden strawberry: A study of its origin. *American Scientist* 62(3):264-71.
244. Williams, M. W., and R. A. Norton. 1959. Propagation of red raspberries from softwood cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 74:401-6.
245. Winkler, A. J., J. A. Cook, L. A. Lider, and W. M. Kliever. 1974. Propagation. Chapter 9 in *General viticulture* (2nd ed.). Berkeley: Univ. of Calif. Press.
246. Worthington, T., and D. H. Scott. 1957. Strawberry plant storage using polyethylene liners. *Amer. Nurs.* 105(9):13, 56-57.
247. Wutscher, H. K. 1979. Citrus rootstocks. *Hort. Rev.* 1:237-69.
248. Zeiger, D., and H. B. Tukey. 1960. An historical review of the Malling apple rootstocks in America. *Mich. State Univ. Cir. Bul.* 226.
249. Zentmyer, G. A., A. O. Paulus, and R. M. Burns. 1962. Avocado root rot. *Calif. Agr. Exp. Sta. Cir.* 511.
250. Ziegler, L. W., and H. S. Wolfe. 1975. *Citrus growing in Florida*. Gainesville, Fla.: Univ. Presses of Fla.
251. Zimmerman, R. H., G. J. Galleta, and O. C. Broome. 1980. Propagation of thornless blackberries by one-node cuttings. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 105(3):405-7.
252. Zimmerman, R. H., and D. C. Broome. 1980. Apple cultivar micropropagation. *USDA, Agr. Research Results ARR-NE-11*, pp. 54-63.
253. Zuccherelli, G. 1979. Moltiplicazione *in vitro* dei portainnesti clonali del pesco. *Frutticoltura* 41:15.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- CARLSON, R. F. 1971. Fruit trees—dwarfing and propagation. *Mich. State Univ. Hort. Rpt. No. 1* (rev.).
- CHANDLER, W. H. 1957. *Deciduous orchards* (3rd ed.). Philadelphia: Lea & Febiger.
- . 1958. *Evergreen orchards* (2nd ed.). Philadelphia: Lea & Febiger.
- DAY, L. H. 1953. Rootstocks for stone fruits. *Calif. Agr. Exp. Sta. Bul.* 736.

GARNER, R. J., and S. A. CHAUDRI. 1976. *The propagation of tropical fruit trees*. Hort. Rev. No. 5. Comin. Bureau of Hort. and Plant. Crops. East Malling, England: FAO and Commonwealth Agr. Bur.

HARTMANN, H. T., and J. A. BEUTEL. 1979. Propagation of temperate zone fruit plants. Leaflet 21103. Berkeley, Calif.: Div. Agr. Sci., Univ. Calif.

HUTCHINSON, A. 1969. Rootstocks for fruit trees. *Ontario (Canada) Dept. Agr. and Food. Publ. 334*.

INTERNATIONAL DWARF FRUIT TREE ASSOCIATION. Compact tree fruit. *Proceedings of Annual Meetings*.

JAYNES, R. A., ed. 1979. *Nut tree culture in North America*. Hamden, Conn.: Northern Nut Growers Assn.

ROACH, F. A. 1969. Fruit tree raising: Rootstocks and propagation. *Ministry of Agriculture, Fisheries, and Food (London) Bul. 135* (5th ed.).

TUKEY, H. B. 1964. *Dwarfed fruit trees*. New York: Macmillan.

WARNER, R. M. 1972. Propagation of tropical crop plants. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 22:181-90.

WESTWOOD, M. N. 1978. Rootstocks: Their propagation, function, and performance. Chapter 4 in *Temperate zone pomology*. San Francisco: W. H. Freeman & Co. Publishers.

Propagación de Árboles, Arbustos y Enredaderas Leñosas Ornamentales

En este capítulo se describen métodos de propagación para aquellas plantas leñosas ornamentales que parecen de mayor interés.

Abedul (*Betula* spp.) Las semillas se deben plantar en otoño o primavera después de estratificarlas de uno a tres meses a alrededor de 4 °C. *Betula nigra* madura sus semillas en primavera. Si se plantan pronto, las semillas germinan con rapidez sin tratamiento. Algunas de las formas selectas, péndulas, se injertan en plántulas de *Betula pubescens* o *B. pendula*. (39) Las semillas de *B. papyrifera* germinan mejor si antes de plantarlas se guardan durante seis semanas a temperaturas inferiores a 0 °C. El abedul se considera difícil de propagar por estacas, pero las estacas con hojas de madera semidura enraizan bajo niebla si se les toma a mediados del verano. En una prueba (12) el uso de hormonas estimuladoras del enraíce no tuvo efecto. Las especies de crecimiento bajo pueden propagarse por acodamiento. Se ha tenido éxito en la micropropagación de abedul. (116)

Abelia (*Abelia* spp.) Las estacas foliosas de madera parcialmente madura, de la estación en curso, se pueden hacer enraizar con facilidad en invernadero o bajo niebla en el verano o en el otoño, respondiendo en forma marcada a los tratamientos con ácido indolbutírico. También se pueden hacer enraizar estacas de madera dura en otoño o primavera.

Abeto (*Abies* spp.) La propagación por semilla no es difícil, pero se deben usar semillas frescas, pues las de la mayoría de las especies pierden su viabilidad después de un año de almacenamiento ordinario. Por lo general, hay presente letargo del embrión y para la buena germinación es necesario plantarlas en otoño o estratificarlas por 1 a 3 meses a alrededor de 4 °C. Las plántulas de abeto son muy susceptibles al ahogamiento. Se les debe sombrear parcialmente durante la primera estación ya que son dañadas por el calor y la luz solar excesivos.

Se considera que las estacas de abeto son difíciles de hacer enraizar, pero las de *Abies fraseri* se pueden hacer enraizar en altos porcentajes, en especial si se toman de árboles jóvenes, se lesionan y se tratan con IBA. (83) Esta especie, junto con el abeto blanco (*A. concolor*) y el abeto rojo (*A. magnifica*), el abeto de "punta plateada" de California son especies importantes para árboles de Navidad.

Abeto Douglas (*Pseudotsuga menziesii* spp. [Mirb.] Franco). (5, 11) Las semillas de esta importante especie de árbol para madera y de Navidad presentan diversos grados de letargo del embrión. Para lograr una germinación pronta, lo mejor es sembrarlas en otoño o estratificarlas unos dos meses alrededor de 4 °C. Se ha tenido éxito en obtener plantitas a partir de la formación de raíces adventicias en cotiledones en cultivos in vitro. (27)

Las estacas de abeto Douglas enraizan con alguna dificultad, pero tomándolas a fines del invierno, tratándolas con IBA y colocándolas en una mezcla de arena y musgo turboso es posible lograr un enraizamiento bastante bueno. Las estacas tomadas de árboles jóvenes enraizan con mucho más facilidad que aquellas tomadas de árboles viejos y las obtenidas de ciertas fuentes producen raíces con más facilidad que las que se recolectan de otras. (7)

Abies spp. Véase Abeto.

Abutilon (*Abutilon* spp.). Arce de flor, flor de campana china. Se propaga por estacas foliosas puestas a enraizar en invernadero o bajo niebla en el otoño. Las semillas germinan sin dificultad.

Acacia (*Acacia* spp.). La acacia generalmente se propaga por semillas. Antes de plantarlas, se deben ablandar las cubiertas duras de las mismas remojándolas en ácido sulfúrico concentrado durante un tiempo de 20 min a 2 h o echando sobre ellas agua hirviendo y dejándolas remojar por 12 h en el agua que se enfría lentamente. Las estacas con hojas de madera parcialmente madurada se pueden hacer enraizar bajo niebla si se tratan con 8000 ppm de IBA. Debido a que tienen una raíz primaria muy larga, todas las plantas de acacia, excepto las más pequeñas son difíciles de trasplantar.

Acacia falsa (*Robinia pseudoacacia* L.). La acacia falsa se propaga con facilidad por semillas, las cuales antes de plantarlas se remojan durante una hora en ácido sulfúrico concentrado, enjuagándolas después prolijamente.

Acacia triacanta común (*Gleditsia triacanthos* L.). Acacia negra común. Se propaga con facilidad ya sea por semillas plantadas en primavera o por estacas. La acacia sin espinas *G. triacanthos* var. *inermis* y la cultivar patentada "Moraine", sin espinas ni frutos, se propaga usualmente por injerto en plántulas del tipo espinoso. En la propagación por semilla con el remojo de las mismas en ácido sulfúrico durante una hora, seguido por tres meses de estratificación a 2 °C se obtiene una buena germinación. Las estacas de madera dura plantadas en primavera enraizan con éxito.

Acebo (*Ilex* spp.). (54, 72, 129, 149) El acebo se puede propagar por semillas, estacas, injerto de yema acodado y división.

La mayoría de los acebos son dioicos. Las plantas femeninas producen las bayas decorativas muy apreciadas si cerca de ellas se cultivan plantas masculinas para su polinización. En la propagación por semilla, se obtienen plantas hembras y machos en proporción de una femenina a 3 o a veces hasta 10 masculinas. Sin embargo, el sexo no se puede determinar sino hasta que las plántulas empiezan a florear, de 4 a 12 años después.

Propagación por semilla. La germinación de las semillas de acebo es muy variable. La de algunas especies, *I. crenata*, *I. cassine*, *I. glabra*, *I. vomitoria*, *I. amelanchier*, e *I. myrtifolia*, germinan con prontitud y se deben plantar tan pronto como se recolecten. Las semillas de otras especies, *I. aquifolium* (acebo inglés), *I. cornuta* (acebo chino), *I. verticillata*, *I. decidua* y más las de

I. opaca (acebo norteamericano), no germinan aún en un año más de plantadas aunque se estratifiquen, debido probablemente a que sus embriones son rudimentarios en la época de la cosecha.

Las semillas de *I. aquifolium*, *I. opaca* e *I. cornuta* se deben recolectar y limpiar tan pronto como el fruto madure en el otoño y luego almacenarse a unos 4 °C hasta la primavera en una mezcla de arena y musgo turboso húmedo. Por lo general, la germinación de estas semillas no ocurre sino hasta un año después y entonces el crecimiento es muy lento, necesiándose dos temporadas para que las semillas de *I. opaca* alcancen tamaño suficiente para ser injertadas.

Estacas. (154) Este es el método que más se usa comercialmente, permitiendo la reproducción en gran escala de clones selectos. Las mejores plantas se obtienen de estacas de madera semidura de puntas de ramas del crecimiento de la estación en curso. Las estacas tomadas de las ramas planas, horizontales de *I. crenata*, tienden a producir plantas que tienen este tipo de crecimiento (plagiotrópico) y aquellas tomadas de ramas erectas (ortotrópicas), producen plantas erectas.

La época de las estacas es importante: usualmente el mejor enraizamiento se obtiene de mediados a fines de verano, pero también pueden tomarse con éxito en la primavera siguiente. El lesionado en la base de las estacas ayuda a inducir la formación de raíces, pudiendo bastar las lesiones que se producen arrancando las hojas inferiores.

El empleo de una sustancia estimuladora del enraizamiento, en particular, de ácido indolbutírico en concentraciones relativamente elevadas (8000 a 20 000 ppm) es esencial para obtener el enraizamiento en algunas cultivares, mientras que en otras no se necesita. El boro, a razón de 50 a 200 ppm, en combinación con el IBA ha aumentado la calidad de las raíces en estacas del acebo inglés. (169) El calor en el fondo de 21 a 24 °C es benéfico. Resulta esencial mantener una humedad relativa elevada. Con el empleo de niebla intermitente en un invernadero, en que se puedan mantener temperaturas elevadas, proporciona buenas condiciones para el enraice. Un medio de enraice de perlita-musgo turboso (1:1) es satisfactorio.

Injertos de púa y de yema. Los acebos se injertan con facilidad, usándose los métodos de hendidura, de empalme y de costado. Para injertos de campo la operación se hace mejor durante la estación de reposo. A menudo el injerto se hace en el invernadero, usando material cultivado en macetas. El injerto de yema en T también es conveniente, practicándose a fines del verano o principios de la primavera. *Ilex opaca* es un patrón satisfactorio para sus propias cultivares y las de *I. aquifolium*, pero para el acebo inglés probablemente los mejores patrones son *I. aquifolium* e *I. cornuta* "Burfordii".

Acodos aéreos. Tiene éxito en cierto número de especies de *Ilex*. Resulta mejor iniciar el acodado a principios del verano. Después de 10 a 14 semanas se obtienen plantas de 30 a 60 cm.

Acer spp. Véase Arce.

Adelfa (*Neirum oleander* L.). Las plantas obtenidas de semilla reproducen bastante bien el tipo, aunque aparecen entre ellas un pequeño porcentaje de plantas con flores de colores diferentes. Las semillas se deben recolectar a fines de otoño, después de que una helada haya hecho abrir las vainas. Tallando las semillas sobre una criba de malla ancha se quita la mayor parte de la cubierta vellosa. Las semillas se plantan de inmediato en el invernadero en cajas, sin ningún tratamiento. La germinación ocurre en unas dos semanas. Las estacas foliosas enraizan con facilidad en invernadero o en niebla si se toman de madera más bien madura durante el verano. También se tiene éxito con el acodado simple. Las partes de la planta son muy venenosas.

Aesculus spp. Véase Castaño de Indias.

Agracejo (*Berberis* spp.). Los agracejos se propagan con facilidad plantando las semillas en otoño, o en primavera, después que han sido estratificadas de 2 a 6 semanas a unos 4 °C. Es importante separar toda la pulpa de las semillas. Las estacas foliosas tomadas de primavera a otoño se pueden hacer enraizar bajo niebla. El tratamiento con ácido indolbutírico a razón de 5000 ppm ayuda al enraizamiento. (166) También se practica el injerto en invernadero de algunos tipos seleccionados y ocasionalmente se acoda. Para obtener cantidades pequeñas de plantas se puede usar la división de coronas.

Ailanto (*Ailanthus altissima* [Mill] Swingle). Arbol del cielo. Su propagación por semilla es fácil y usualmente ocurre autosiembra cuando se cultivan cercanos árboles masculinos y femeninos. Aparentemente en las semillas frescas existe letargo del embrión. La estratificación a unos 4 °C durante dos meses ayuda a la germinación. Con la propagación por semilla se obtienen árboles de ambos tipos, pero se debe evitar plantar árboles machos ya que las flores estaminadas producen olor desagradable. Los árboles femeninos, más aceptados, se pueden propagar por estacas de raíz plantadas en primavera.

Alamo (*Populus* spp.). (4, 132) Estos árboles se pueden propagar por semilla, las cuales se deben recolectar tan pronto como se empiecen a abrir las cápsulas y plantarse de inmediato, ya que pierden su viabilidad con rapidez y no se deben dejar secar. Sin embargo, si se colocan en recipientes sellados y se almacenan a cerca de 0 °C, las semillas de algunas especies se pueden guardar hasta por tres años. No existen condiciones de letargo y las semillas germinan a los cuantos días de sembradas. Las plántulas son muy susceptibles a los hongos que causan el ahogamiento y no toleran el calor o la desecación excesivas. Los álamos son difíciles de propagar por semilla en cantidades grandes.

Las estacas de madera dura de *Populus* (excepto las especies temblonas), plantadas en primavera enraizan con facilidad. El tratamiento con ácido indolbutírico puede mejorar el enraizamiento. Las estacas de madera suave son hojas (cuando menos de algunas especies) tomadas a mediados del verano enraizan bien. Se ha tenido éxito en la propagación de álamos mediante cultivos in vitro de explantes de puntas de tallos. (177)

Alamo amarillo. Véase Tulípero.

Alamo temblón (*Populus tremuloides*.) Se puede propagar por separado porciones de raíces, induciendo a los brotes adventicios a que las formen en vermiculita y luego haciendo enraizar esos brotes como estacas de tallo bajo niebla, con tratamientos de IBA.

Albizia (*Albizia julibrissin* Durazz.) Arbol de seda. Esta especie se inicia con semillas a las que se ha dado algún tratamiento para modificar la impermeabilidad de la cubierta de la semilla, como remojo en ácido sulfúrico durante media hora más un lavado prolijo, antes de la siembra. Las estacas de tallo no enraizan, pero las de raíz, de unos 7.5 cm de largo y 12 mm o más de diámetro tomadas y plantadas temprano en primavera lo hacen con éxito. (56)

Alcanforero (*Cinnamomum camphora* [L.] J. Presl.). Se propaga mejor por estacas de madera semidura tomadas en primavera y puestas a enraizar en una estructura cerrada o bajo niebla. La propagación por semillas también es satisfactoria.

Alerce (*Larix* spp.). (77) La mayoría de estas coníferas deciduas se propagan con facilidad por semillas plantadas en el otoño. Los conos se deben recolectar antes de que se sequen y abran en

el árbol. Varias especies tienen semillas vanas o mal desarrolladas. Las semillas de algunas especies tienen un ligero letargo del embrión, de tal manera que es aconsejable estratificarlas un mes antes de la plantación de primavera a unos 4 °C. La propagación por estacas se hace mejor haciendo enraizar estacas de madera suave con hojas en las puntas a fines del verano, bajo niebla. El ácido indolbutírico estimula el enraizamiento. El material para estacas sólo debe tomarse de árboles jóvenes.

Aliso (*Alnus* spp.). El aliso se propaga por semillas, que deben ser limpiadas prolijamente y plantadas a fines de otoño, o bien, someterlas a un periodo de estratificación a baja temperatura antes de plantarlas. Las estacas foliosas de madera suave de *Alnus incana* enraizan con facilidad cuando se toman de ramas jóvenes en crecimiento activo. (85)

Althea arbustiva. Véase Hibisco (*Hibiscus syriacus*).

Amelanchier spp. (Serviceberry). (71) Las semillas presentan letargo del embrión, el cual puede superarse con estratificación a 2 °C durante 3 a 6 meses. Las semillas no se deben dejar secar. Aquellas de ciertas especies también requieren escarificación antes de estratificarlas. Asimismo, se propagan con facilidad por estacas foliosas de madera suave tomadas cuando el nuevo crecimiento alcanza varios centímetros de largo y se hacen enraizar bajo niebla. El ácido indolbutírico a 0.30% en talco aumenta el enraizamiento. *Amelanchier* se propaga también por estacas de raíz.

Aralia (*Aralia* spp.). Las semillas se deben tratar con ácido sulfúrico durante 30 a 40 min y luego plantarlas temprano en otoño. No debe permitirse que se sequen.

Araucaria araucana (*Araucaria araucana* [Mol.] C. Koch.). Se propagan por semilla, que no tienen problema de letargo. No deben sembrarse muy temprano en primavera debido a que son sensibles a las heladas.

Araucaria heterophylla ([Salisb.] Franco.). Este árbol se propaga por semilla. Las estacas de ramas laterales pueden enraizar pero producen plantas que crecen horizontalmente. Aquellas tomadas de ramas terminales tienen crecimiento vertical.

Árbol de cera (*Myrica* spp.). Mirtó de cera. Se propaga por semilla o por estacas, ambas con dificultad. *M. pennsylvanica* se inicia mejor escarificando las semillas, luego estratificándolas en frío y con tratamiento de Kinetina. Las aplicaciones de ácido giberélico también pueden ser útiles. (68)

Árbol de flecos (*Chionanthus virginicus* L. y *C. retusus* L.). Se puede usar la propagación por semilla, pero es muy lenta. Al parecer hay presentes tanto latencia del embrión como alguna inhibición del endospermo. Probablemente la mejor práctica consiste en la estratificación por 30 o más días a temperatura ordinaria, seguida por 1 o 2 meses de estratificación a alrededor de 4 °C. Sembrando las semillas en otoño, es posible que la germinación no ocurra sino hasta en la segunda primavera.

La propagación por estacas del árbol de flecos chino (*C. retusus*) se ha considerado casi imposible, pero tomando estacas de madera suave a fines de primavera, poniéndolas a enraizar bajo niebla con un tratamiento de ácido indolbutírico y empleando como medio de enraice una mezcla de arena y vermiculita, se pueden obtener excelentes porcentajes de enraizamiento. (153)

Arbol de la lluvia de oro (*Koelreuteria* spp.) Este árbol generalmente se propaga por semillas, las cuales tienen letargos doble y germinan mejor si se ablandan sus cubiertas remojándolas durante unos 60 min en ácido sulfúrico concentrado o con escarificación mecánica seguidas por unos 90 días de estratificación entre 2 y 4 °C para superar el letargo del embrión. Se pueden usar estacas de raíz y las estacas de tallo del nuevo crecimiento tomadas en la primavera se pueden hacer enraizar bajo vidrio o niebla.

Arbol de humo (*Continus cogygia* Scop.). (91) Este árbol se puede propagar por estacas foliosas de madera suave bajo niebla. Las estacas de puntas tomadas del crecimiento de primavera y tratadas con ácido indolbutírico deben enraizar en unas 5 semanas. Después de interrumpir la niebla, las estaca se dejan en el lugar para ser trasplantadas a raíz desnuda en la primavera siguiente. El árbol de humo no se debe propagar por semilla debido a que muchas de las plántulas resultan machos que carecen de las vistosas panículas florales. Sólo se deben emplear métodos vegetativos, con madera de propagación tomada de plantas conocidas como productoras de grandes cantidades de los racimos de flores deseados.

Arbol de seda. Véase Albizzia.

Arbusto mariposa (*Buddleia* spp.). Se pueden tomar estacas de madera suave en el verano o en el otoño y hacer enraizar bajo niebla o en una estructura cerrada. Las semillas sembradas en el invernadero a inicios de la primavera proporcionan plantas en flor para el otoño, aunque no se reproducen fielmente por semilla.

Arbutus menziesii. Véase Madroño.

Arce (*Acer* spp.). (8, 162) Se utilizan varios métodos de propagación: por semilla, injertos de yema, estacas, acodos y micropropagación in vitro. (174)

Propagación por semilla. (128) La mayoría de los arces maduran sus semillas en el otoño, pero dos especies, *A. rubrum* y *A. saccharinum*, las producen en primavera. Estas semillas que maduran en primavera se deben recoger con prontitud al madurar y sembrarse de inmediato sin que se sequen. Para las otras especies se obtiene una buena germinación estratificándolas a 4 °C durante 90 días y plantándolas después en primavera. Se puede sembrar en el otoño a la intemperie si las semillas primero se remojan en agua durante una semana, cambiando el agua diariamente. Las semillas del arce japonés, *A. palmatum*, germinan satisfactoriamente si se les coloca en agua caliente (a unos 43 °C) y se dejan remojar durante 2 días y después se estratifican. El remojo de las semillas de *A. rubrum* y *A. negundo* en agua fría corriente durante 5 días 2 semanas, respectivamente, antes de la siembra puede aumentar la germinación. No se debe permitir que se sequen las semillas de *Acer*.

Las cultivares de algunos arces, como *A. palmatum* "Atropurpureum" se reproducen con bastante fidelidad por semillas si las plantas madres están aisladas. Las pocas plantas que resulten fuera de tipo pueden eliminarse de los surcos del vivero.

Estacas. (172) Las estacas con hojas del arce japonés así como aquellas de otros arces asiáticos enraizan con facilidad en un medio de arena y musgo turboso si se toman de las puntas de ramas vigorosas del grueso de un lápiz a fines de primavera y se colocan bajo niebla. El lesionado y las aplicaciones de ácido indolbutírico en dosis relativamente altas resultan de utilidad. Asimismo, para el enraizamiento de estacas foliosas de varias especies de *Acer* se han obtenido buenos resultados tratándolas con IBA en talco, a razón de 10 000 a 20 000 ppm colocándolas en invernadero bajo niebla y con calor en el fondo. Una mezcla de 1:1 de musgo turboso y

perlita constituye un buen medio de enraice. Con frecuencia resulta difícil hacer que sobrevivan al invierno las estacas de arce enraizadas. Para superar este problema, se debe inducir en las estacas nuevo crecimiento, usando luz complementaria y proporcionando fertilizantes. Se han hecho enraizar con éxito en invernadero estacas de madera dura de *Acer palmatum* tomadas a mediados de invierno lesionándolas y tratándolas con ácido indolbutírico. (22) Se han propagado in vitro algunas especies de arces usando explantes de puntas de tallos. (174)

Las estacas del arce azucarero (*A. saccharum*) es mejor tomarlas a fines de primavera después de que haya cesado el alargamiento de las ramas, haciéndolas enraizar bajo niebla. Se prefieren las estacas largas y gruesas. Los tratamientos con IBA han dado resultados variables. La supervivencia al invierno es un problema, pero es mayor en las estacas grandes vigorosas y bien enraizadas. En los climas fríos puede ser necesario plantar las estacas en macetas a fines del verano, hacerlas endurecer y luego almacenarlas a alrededor de 1 °C hasta la primavera. (42)

Injertos de púa y de yema. Para patrones de cultivares de arce japonés se usan plántulas de *Acer palmatum* y de *A. saccharum* para arces azucareros, de *A. rubrum* para cultivares de arce rojo y de *A. platanoides* para clones del arce noruego como "Crimson King", "Schwedler" y las formas piramidales. Se tienen algunas pruebas de que se presenta incompatibilidad retardada al usar *A. saccharinum* como patrón para cultivares de arce rojo.

Las plantas para patrones que se obtienen de semilla se cultivan durante un año en un semillero, luego en el otoño o al comienzo de la primavera se sacan y se trasplantan a macetas pequeñas en donde se les deja crecer enterradas en estructuras de propagación durante un segundo verano. A fines del invierno, las plantas patrones se llevan al invernadero en preparación para injertarlas. Tan pronto como las raíces muestran señales de crecimiento, los patrones están listos para injertarse. Se toman puas durmientes de plantas que crezcan a la intemperie. De ordinario se usa el injerto de costado o enchapado de costado. Mientras que cicatriza la unión, las plantas se colocan en una caja para injertos, cubriendo la unión con musgo turboso. En ocasiones se aplica cera para injertos, cubriendo tanto la púa como la unión de injerto. (64)

Los arces también se injertan de yema con éxito usando el método de T, en plántulas de un año que crezcan en los surcos de vivero, insertando las yemas de mediados a fines de verano. Del escudete se remueve la madera, el cual queda entonces formado sólo por la yema y la corteza adherida. En la primavera siguiente, la plántula patrón se corta hasta el nivel de la yema, justamente al iniciarse el crecimiento.

Arcostaphylos. Véase Manzanita.

Aronia arbutifolia. Véase Baya amarga.

Aucuba japonica "Variegata". Véase Planta polvo de oro (Cap. 20).

Azalea (*Rhododendron* spp.). (95, 105).

Tipos siempre verdes y semi siempre verdes.

Aunque las azaleas siempre verdes se pueden propagar por semillas, estacas y acodos, casi todas las plantas de vivero se multiplican por estacas.

Propagación por semilla. Las cápsulas de las semillas se deben recolectar en el otoño después de que han tomado color pardo, almacenándolas luego a temperatura ambiente en un recipiente que reciba las semillas cuando se abran las cápsulas. Las semillas no tienen problemas de letargo pero pierden viabilidad si se guardan por un tiempo largo en almacenamiento abierto,

siendo preferible guardarlas en envases sellados y a temperaturas bajas. Las semillas germinan satisfactoriamente en una capa delgada de musgo esfagníneo cribado sobre una mezcla de suelo ácida. Por lo general, las semillas se siembran en invernadero, desde mediados del invierno hasta principios de la primavera. Las temperaturas óptimas para la germinación son de unos 21 °C durante el día y de 13 °C en la noche. De ordinario, la germinación se efectúa en un mes. En zonas con aguas duras, las plántulas deben regarse con agua destilada o de lluvia debido a que las sales alcalinas pronto las dañan.

Estacas. Las azaleas de los tipos siempre verdes y semi siempre verdes no son difíciles de propagar por estacas, formando raíces en tres a cuatro semanas en condiciones apropiadas. Es mejor tomarlas a mediados del verano después de que el crecimiento de la estación en curso se ha endurecido algo, pero antes de que la madera se vuelva de color rojo o pardo. Con frecuencia son provechosos los tratamientos con sustancias que regulan el crecimiento. Las azaleas crecen muy bien bajo niebla si el medio está bien drenado. Después de que se forman las raíces se debe reducir la niebla y finalmente discontinuarse.

Una vez enraizadas, las estacas se pueden colocar en macetas que tengan una mezcla formada por partes iguales de tierra de hoja, arena y musgo turboso.

Tipos deciduos.

Propagación por semilla. Con frecuencia las azaleas deciduas se propagan por semilla debido a que éste es un método económico y a que las estacas enraizan con dificultad. Se usan los mismos procedimientos de germinación que se describieron para los tipos siempre verdes. El crecimiento de las plántulas es algo lento, pero una germinación temprana en primavera y un trasplante pronto a buen medio de crecimiento, es posible tener en el segundo año plantas de tamaño suficiente para formar botones florales.

Con un procedimiento diferente, mediante el cual las plántulas florecen más pronto, las semillas se siembran a fines del verano (de la cosecha efectuada a mediados de invierno) encima de musgo turboso cribado, en cajas cubiertas con vidrio. Después de germinadas las semillas se prolonga con iluminación la longitud del día para ayudarles en su crecimiento. Las plántulas se trasplantan a mediados del otoño a cajas que tengan un medio de 10% arena y 90% de musgo turboso, en donde se les deja (en el invernadero), hasta mediados de verano. (78)

Estacas. (15, 21, 127) Las azaleas deciduas son difíciles de propagar por estacas, pero tomado en primavera material suave y succulento, en particular de plantas madres llevadas al invernadero y forzadas, se puede obtener el enraizamiento de las estacas. La época en que se haga es de mucha importancia, siendo mejor tomar las estacas en primavera que en verano.

Para obtener un buen enraizamiento es importante el lesionado y aplicación de sustancias que lo estimulen, habiéndose encontrado efectivos el ácido indolbutírico (75 ppm durante 15 h o el IBA al 0.8% en talco). Las estructuras de propagación cerradas o la niebla intermitente con calor en el fondo (20 °C) más un medio formado por musgo esfagníneo o por arena-turba-perlita, proporcionan buenas condiciones para el enraice.

Injerto. Este es el principal método de propagación para la mayoría de los híbridos Ghent y Mollis, usándose como patrones plántulas de *Rhododendron luteum* (*Azalea pontica*) de 2 o 3 años de edad. Este método tiene la desventaja del ahijamiento inconveniente del patrón y una falta general de vigor de la planta, tal vez debida a una unión de injerto poco satisfactoria o a la falta de adaptabilidad de las plántulas patrones a ciertos climas. Las plántulas patrones se colocan en maceta temprano en primavera, injertándose durante la parte final del verano con

el método de enchapado de costado. Durante la cicatrización del injerto las plantas se mantienen en el invernadero en estructuras de propagación. (110) Se pueden obtener azaleas de tipo arbóreo injertando en un sitio alto las estacas enraizadas de *R. concinnum*.

Acodos. Las azaleas se acodan con facilidad. Vale la pena usar este método para obtener un número reducido de plantas, en particular de los tipos deciduos que son difíciles de propagar por estacas. Se han usado satisfactoriamente los métodos de acodo simple, en montículo, trinchera y aéreo.

Bambú (*Arundinaria, Bambusa, Dendrocalamus, Phyllostachys, Sasa* spp.). (111, 115) Hay unas 1000 especies de bambú agrupadas en unos 50 géneros. Se propaga con facilidad vegetativamente por división de las matas o de los rizomas jóvenes. Los mejores resultados se obtienen usando el crecimiento de 1 a 2 años de edad tomado de la periferia de la mata. Es importante que durante el trasplante se evite la desecación. El mejor material para propagación se obtiene de rizomas tomados y plantados a fines de invierno o al inicio de la primavera antes de que empiecen a abrir las yemas. (40)

Banksia spp. Estas plantas nativas de Australia se propagan mejor por semilla, aunque son difíciles de separar de las estructuras que las contienen. Un método para ello es remojarlas varios días en agua y luego secarlas rápidamente al sol.

Baya amarga (*Aronia arbutifolia* [L.] Pers.). Se propaga por semillas, las cuales antes de la siembra deben estratificarse unos 3 meses a 5 °C. También se pueden iniciar por estacas foliosas en invernadero, bajo niebla o por hijuelos o acodos.

Baya de nieve (*Symphoricarpos* spp.). La propagación por semillas es difícil debido a que en la cosecha tienen un endocarpo duro e impermeable y un embrión parcialmente desarrollado. Antes de la siembra se da a las semillas una estratificación cálida-húmeda, de 3 a 4 meses, seguida por una estratificación fría a 5 °C durante 6 meses. La propagación es posible también por hijuelos, división y estacas.

Baya de plata. Véase *Elaeagnus* spp.

Berberis spp. Véase Agracejo.

Betula spp. Véase Abedul.

Boj (*Buxus sempervirens* L. y *B. microphyllas* Sieb y Zucc.). Por lo común se propaga por estacas, ya sea de madera suave tomada en primavera o verano o de madera semidura tomada en otoño. Con este último procedimiento, que es empleado de ordinario, las estacas se hacen enraizar en un invernadero frío o en una cama fría durante el invierno o primavera o bajo niebla en cualquier tiempo. Con rareza se usan las semillas debido a que las plántulas crecen con mucha lentitud. Las plantas jóvenes siempre deben cultivarse en un recipiente o trasplantarse con cepellón.

Botón rojo (*Cercis* spp.). Se propaga con éxito por semilla, pero es necesario tratarla debido al letargo que resulta de una cubierta impermeable y un embrión en letargo que posee. Probablemente el mejor tratamiento es dar un remojo en ácido sulfúrico concentrado durante unos 60 min, seguido por 3 meses de estratificación a 2-4 °C. También se puede obtener buena germinación sembrando a la intemperie en otoño las semillas no tratadas.

Las estacas con hojas de madera suave enraizan con facilidad bajo niebla si se toman en primavera o a inicios del otoño. El acodado simple se ha usado con éxito. Comercialmente se usa hacer injertos de yema en T de cultivares comerciales en plántulas de *C. canadensis*, a mediados del verano.

Brezo (*Erica* spp.) y **Brecina** (*Calluna vulgaris* Hull). La propagación de estos géneros muy afines es muy parecida. Las semillas se pueden hacer germinar en cajas en invierno en el invernadero o en primavera en una cama fría sombreada en el exterior. Las estacas con hojas de madera parcialmente madura tomadas casi en cualquier época del año, pero en especial a principios del verano, enraizan con facilidad en invernadero o bajo niebla. El tratamiento con ácido indolbutírico en concentración de unas 50 ppm durante 24 h resulta útil.

Buddleia spp. Véase Arbusto mariposa.

Bugambilia (*Bougainvillea* spp.). Esta vistosa enredadera tropical siempre verde, que crece a la intemperie sólo en climas benignos, se propaga por estacas de madera dura tomadas en cualquier tiempo del año. Algunas cultivares que son difíciles de hacer enraizar se deben iniciar como estacas foliosas bajo niebla después de tratarlas con alguna sustancia estimuladora del enraizamiento. Se ha tenido éxito en su micropropagación por cultivo de puntas de tallo. (26)

Buxus spp. Véase Boj.

Calocedrus decurrens. Véase Cedro de incienso.

Callistemon spp. Véase Escobillón.

Calluna vulgaris. Véase Brezo.

Camelia (*Camelia* spp.). (118) Las camelias se pueden propagar por semillas, estacas, injerto o acodado. No se producen con fidelidad desde la semilla. Para perpetuar cultivares se deben usar estacas, injertos o acodos. Las plántulas se emplean en trabajos de producción de nuevas variedades, de patrones para injerto o para formar setos en donde sólo se toma en cuenta el follaje.

Propagación por semillas. Las semillas se deben recolectar en el otoño cuando las cápsulas empiezan a ponerse pardo rojizas y a abrirse, antes de que las cubiertas de las semillas se endurezcan y sean dispersadas. No se debe permitir que las semillas se sequen antes de la siembra, debiendo ésta hacerse antes de que se endurezcan las cubiertas. Si hay necesidad de almacenar las semillas durante periodos largos, se conservan satisfactoriamente mezcladas con carbón vegetal molido y guardadas en un recipiente bien cerrado colocado en un lugar fresco. Una vez que se hayan endurecido las cubiertas de las semillas, la germinación se apresura vertiendo agua caliente sobre las semillas y dejándolas en ella hasta que se enfríe unas 24 h. Como medio de germinación se utiliza tierra ácida bien drenada, rica en materia orgánica. Para obtener plantas de camelia en floración, a partir de semilla, se necesitan de 4 a 7 años.

Estacas. La mayoría de las cultivares de *C. japonica* y *C. sasanqua* se reproducen comercialmente por estacas, las cuales no enraizan con dificultad. Las estacas de *Camellia reticulata* no enraizan con facilidad y esta especie, por lo general, se propaga por injertos de hendedura o de aproximación.

Lo mejor es tomar las estacas a mediados del verano, del crecimiento de primavera después de que la madera ha madurado algo y ha cambiado de color de verde a pardo claro. Se usan estacas de puntas, de 7.5 a 1.5 cm de largo, con dos o tres hojas terminales. El enraizamiento mejora si las estacas se tratan durante 24 h con ácido indolbutírico en concentración de 20 ppm. Lesionando la base de las estacas antes de tratarlas también puede mejorar el enraice. Las estacas enraizan mejor ya sea en una estructura cerrada o bajo niebla.

Las camelias se pueden iniciar también por estacas de hoja y yema, que se manejan en la misma forma que las estacas de tallo. En este caso se debe evitar el uso excesivo de sustancias que estimulan el enraizado debido a que pueden inhibir el desarrollo de la única yema.

Injerto. Frecuentemente las camelias se injertan no sólo para producir plantas de vivero sino también para cambiar las cultivares de las plantas viejas ya establecidas. Como patrones se usan plantas obtenidas de semilla o estacas enraizadas de *C. japonica* o *C. sasanqua* que sean vigorosas. Cualquier método de injerto de costado es adecuado.

Para injertar plantas más grandes, ya establecidas se usan tanto el método de hendedura como el de corteza, que es mejor aplicarlos en primavera, 2 o 3 semanas antes de que inicie el nuevo crecimiento vegetativo. En la época de hacer el injerto tanto el patrón como la púa deben estar en reposo. Se usan puas de varios centímetros de largo, tomadas de ramas terminales que contengan 1 o 2 hojas y varias yemas en reposo, insertándolas en la planta patrón la cual se corta de 5 a 7.5 cm arriba del nivel del suelo.

Para cultivares difíciles de hacer enraizar se usa con éxito el método de "semilla-nodriza". (122)

Acodo. Para obtener unas cuantas plantas adicionales de una sola planta madre, se pueden hacer acodos simples en primavera. Las ramas deben estar cerca del suelo, de preferencia que sean jóvenes y que no tengan más de 13 mm de diámetro. La formación de raíces suficientes para separarlos de la planta madre pueden requerir de 1 a 2 años.

Campsis spp. Véase Enredadera de trompeta.

Carpe (*Carpinus* spp.). Para la propagación por semilla, recólectense éstas cuando las alas están todavía suaves y flexibles. No se dejen secar las semillas. Siémbrense a la intemperie en otoño o estratifíquense durante el invierno y siémbrense en primavera. Si las semillas se secan se desarrolla una cubierta dura que impide la germinación y que requiere algún tipo de escarificación antes de estratificarlas. Las cultivares se pueden injertar de púa o de yema en plántulas de la misma especie.

Carpinus spp. Véase Carpe.

Casuarina spp. Este árbol nativo de Australia se propaga fácilmente por semilla.

Castaño de Indias (*Aesculus* spp.). (120) Este árbol se puede propagar por semilla, pero para ello se requiere plantarlas con prontitud o estratificarlas después de recolectarlas en el otoño. Si las semillas pierden su aspecto ceroso y se vuelven arrugadas, se reduce su viabilidad. Para obtener una mejor germinación, las semillas se deben estratificar cuatro meses antes de la siembra a 4 °C inmediatamente después de recolectarlas. En la propagación de especies de crecimiento bajo, a menudo se usa el acodado simple en primavera o en otoño. Para cultivarse selectas se pueden usar el injerto de yema en T o de banco empleando *A. hippocastanum* como patrón. El castaño de la India enano, *A. parviflora*, se propaga mediante porciones subterráneas del tallo. Las semillas de castaño de la India son venenosas si se comen.

Catalpa (*Catalpa* spp.). Las semillas germinan con facilidad sin tratamiento previo. Se almacenan en seco durante el invierno a temperatura ordinaria y se siembran al término de la primavera. Para fines ornamentales, *C. bignonioides* "Nana" a menudo se injerta de yema o de púa en una parte alta de patrones de *C. speciosa*, obteniéndose un efecto de "árbol de sombrilla". Para ello se fuerza el crecimiento de una rama fuerte de un patrón procedente de semilla, que luego en el otoño se injerta con varias yemas a una altura de 1.5 m o más. Las especies de catalpa también se pueden propagar en verano usando estacas de madera blanda enraizadas en invernadero.

Ceanotus (*Ceanothus* spp.). Su propagación se puede hacer por semillas, estacas, acodos y a veces injertos. Las semillas deben recolectarse antes de que abran las cápsulas pues de otro modo se tiran. Las de *C. arboreus*, *C. cuneatus*, *C. jepsoni*, *C. megacarpus*, *C. oliganthus*, *C. rigidus* y *C. thyrsiflorus* sólo tienen un letargo de la cubierta de la semilla. Colocando éstas en agua caliente (de 82 a 87 °C) y dejándolas remojar enfriándose durante 12 a 24 h o aún hirviéndolas en agua durante 5 min, ayuda a la germinación. Para obtener la germinación de las semillas en otras especies de *Ceanothus* que tienen letargo tanto de la cubierta como del embrión, las semillas se deben sumergir en agua caliente (como se describió antes) y luego estratificarse entre 2 y 4 °C durante 2 a 4 meses.

Las estacas con hojas se pueden hacer enraizar en cualquier época comprendida entre la primavera y el otoño, en especial si se tratan con una sustancia que estimule el enraizamiento. Asimismo se obtienen buenos resultados plantando en recipientes estacas de puntas terminales de madera suave tomadas de plantas en crecimiento vigoroso.

A menudo se emplean las plántulas de *Ceanothus americanus* como patrones para injertar clones selectos.

Cedro (*Cedrus* spp.). Las semillas germinan con facilidad si no se les deja secar. No se presenta letargo, pero resulta útil antes de sembrar remojar las semillas en agua durante varias horas. Las estacas no enraizan con facilidad, pero si se toman a fines del verano o en el otoño, se tratan con una hormona estimuladora del enraizamiento y se colocan en cajas con calor en el fondo en una estructura cubierta con plástico, se obtiene algo de enraizamiento. (55) En la primavera se pueden injertar por enchapado de costado formas selectas en patrones obtenidos de semilla, de 1 a 2 años de edad y cultivados en macetas. Las púas deben tomarse del crecimiento terminal vigoroso de la madera de la estación en curso en vez de hacerlo de ramas laterales. Se injertan selecciones de *Cedrus atlantica* en patrones de *Cedrus deodara* obtenidos de semilla. (36)

Cedro de incienso (*Calocedrus decurrens* [Torr.] Florin.). Se propaga por semilla. La germinación se estimula con un periodo de estratificación de unas 8 semanas a temperaturas de 0 a 4 °C.

Celastrus (*Celastrus* spp.). Estas enredaderas son dioicas, con flores masculinas en una planta y femeninas en otra y para producir bayas atractivas los 2 tipos deben estar cercanos entre sí. Para propagarlas, se deben separar las semillas de las bayas y luego plantarse en otoño o antes de sembrarlas estratificarlas unos 3 meses a 4 °C. Los clones de sexo conocido se propagan por estacas de madera suave tomadas a mediados del verano o por estacas de madera dura tomadas en invierno. Los tratamientos con ácido indolbutírico ayudan al enraizamiento de los 2 tipos.

Celtis (*Celtis* spp.). (177) Generalmente se propaga por semillas, ya sea sembradas en otoño o estratificadas de 2 a 3 meses a unos 4 °C y plantadas en primavera. Antes de la estratificación, los tratamientos para ablandar las cubiertas de las semillas, como remojo en ácido sulfúrico pueden acelerarla. Los clones de 2 especies, *C. occidentalis* y *C. laevigata* (baya de azúcar) se pueden iniciar por estacas. También se han usado injertos de púa y de yema (de astilla).

Cercis spp. Véase Botón rojo.

Cerezo de flor (*Prunus* spp.). Los cerezos de flor comprenden a cultivares de las especies *P. serrulata*, *P. sargentii*, *P. sieboldi*, *P. yedoensis*, *P. campanulata* y *P. subhirtella*. Las plantas de *P. avium*, el cerezo Mazzard, o de *P. serrulata* obtenidas de semilla son patrones adecuados en los cuales se pueden injertar de yema en T estas formas florales, ya sea en el otoño o en primavera. *P. dropmoreana* es un patrón apropiado para *P. serrulata* 'Kwanzan'. (53) Si se puede evitar la polinización con otras especies, *P. sargentii*, *P. campanulata* y *P. yedoensis* se reproducen con fidelidad por semilla. Las estacas con hojas de algunas de las especies de cerezos de flor se pueden hacer enraizar en porcentajes elevados si se tratan con ácido indolbutírico, pero la supervivencia posterior y la resistencia al invierno son algo difíciles.

***Cinnamomum camphora*.** Véase Alcanforero.

Ciprés (*Cupressus* spp.). Las semillas tienen letargo del embrión, de tal manera que la estratificación durante unas 4 semanas a alrededor de 2 a 4 °C mejora la germinación. Se pueden hacer enraizar estacas si se toman en los meses de invierno. Los tratamientos con ácido indolbutírico a razón de 60 ppm durante 24 h ayudan al enraizamiento. A menudo se practica en primavera el injerto enchapado de costado de formas selectas en patrones de *Cupressus* obtenidos por semilla.

Ciprés calvo (*Taxodium distichum* [L.] Rich.). El ciprés calvo se propaga por semillas, que se deben sembrar en el otoño o estratificarse a 5 °C durante 90 días.

Ciprés falso. Véase *Chamaecyparis*.

Ciprés Leyland (*X Cupressocyparis leylandii*). (4, 176) este híbrido biogenérico de *Cupressus macrocarpa* y *Chaemacyparis nootkatensis* se propaga por estacas, enraizadas bajo niebla con calor en el fondo. Las estacas se pueden tomar en cualquier tiempo, desde fines del invierno hasta el otoño y se deben tratar con IBA a razón de 3000 ppm.

Clematis (*Clematis* spp.). (47, 48) Clematis se puede propagar por semillas, estacas, injerto, división de raíces o acodos. Las semillas de algunas especies de clematis tienen letargo del embrión, de tal manera que puede ayudar a la germinación estratificarlas de 1 a 3 meses a alrededor de 4 °C. Probablemente clematis se propague mejor por estacas tomadas de plantas jóvenes, que bajo niebla enraízan en unas 5 semanas. Se obtienen resultados satisfactorios con la madera joven de entrenudos cortos tomada en primavera, pero es más común usar madera parcialmente madurada tomada de fines de primavera a fines de verano. Asimismo, las estacas de hoja con yema tomadas a mediados del verano enraízan con facilidad bajo niebla. El tratamiento con ácido indolbutírico es útil. Por lo general, los híbridos de flores grandes se injertan de raíz por los métodos de hendedura, enchapado de costado o alguno similar (143) en primavera en patrones de *C. flammula*, *C. vitalba* o *C. viticella* obtenidos de semillas. Estos injertos se plantan profundos, formándose las raíces en la púa y sirviendo el patrón como raíz nodriza. Cuando sólo se necesitan unas cuantas plantas, el acodado de varas largas da resultados satisfactorios.

Corno o cornejo (*Cornus* pp.). Las semillas tienen diversos tipos de letargo. Aquellas del popular corno de flor (*C. florida*) requieren que se siembren en otoño o un periodo de estratificación de unos 4 meses a 4 °C. Los mejores resultados se obtienen si las semillas se recolectan tan pronto como el fruto empieza a colorearse y se siembran o estratifican de inmediato. Si se dejan secar, es mejor separar las semillas del fruto y remojarlas en agua. Otras especies requieren,

además, un tratamiento para remojar las cubiertas de sus semillas, resultando afectiva una estratificación por 2 meses a temperaturas diarias fluctuantes (de 21 a 30 °C), seguida por 4 a 6 meses entre 0 y 4 °C. En algunas especies, el periodo de estratificación cálida puede sustituirse por escarificación mecánica o remojo en ácido sulfúrico.

Algunos cornus se pueden iniciar con facilidad por estacas. Las de *C. florida* mejorarán a fines de primavera o a inicios del verano del crecimiento nuevo, después de la floración y luego ponerlas a enraizar bajo niebla. Tratando las estacas con una solución de ácido indolbutírico de 20 000 ppm, se ha obtenido buen enraizamiento. Las estacas de madera dura tomadas en primavera enraizan con éxito en algunas especies, como *C. alba*.

C. florida "Rubra" se puede hacer enraizar con éxito si las estacas se toman a principios de verano después del segundo periodo de crecimiento y se ponen a enraizar bajo niebla en una mezcla de musgo turboso-arena de 1:3 o de perlita-turba, 3:2 (145) después de tratarlas con IBA a razón de 3000 ppm. En climas fríos, para asegurar la supervivencia en el invierno siguiente, las estacas colocadas en macetas se deben conservar en camas frías calentadas para mantener una temperatura de 0 a 7 °C.

Los tipos seleccionados, como el corno de flor roja *C. florida* "Rubra" y las formas péndulas, difíciles de propagar por estacas, a menudo se reproducen por injerto de yema en T a fines del verano o por injerto de empalme en invernadero durante el invierno, en patrones de *C. florida* obtenidos de semilla. (29)

Cotinus coggygria. Véase Arbol de humo.

Cotoneaster (*Cotoneaster* spp.). (59) Las semillas se deben remojar unos 90 min en ácido sulfúrico concentrado y luego estratificarse durante 3 a 4 meses a 4 °C. Como sustituto del tratamiento con ácido se puede usar estratificación cálida, húmeda (15 a 24 °C) por un periodo de 3 a 4 meses, que debe ser seguida por el tratamiento de estratificación en frío. Las estacas con hojas de la mayoría de las especies, tomadas en primavera o en verano enraizan bajo niebla sin mucha dificultad. Los tratamientos con ácido indolbutírico resultan útiles. El cotoneaster se puede injertar de yema en un sitio alto de un peral de vivero para producir un cotoneaster de "árbol", debiéndose usar un peral resistente a la mancha de fuego como "Old Home". También se puede propagar por acodos simples.

Crataegus (*Crataegus* spp.). (35) *Crataegus* tiende a reproducirse fielmente por semilla. Se presenta un marcado letargo debido a la combinación de una cubierta impermeable de la semilla y a condiciones del embrión. Probablemente el mejor procedimiento para obtener una germinación rápida es la estratificación de semillas recién recolectadas y limpiadas en musgo turboso húmedo durante 3 a 4 meses a 21-27 °C (o tratamiento con ácido sulfúrico) seguida por estratificación durante 5 meses a unos 4 °C. La siembra a principios del verano proporciona esas condiciones en forma natural, presentándose la germinación en la primavera siguiente. Las semillas no tratadas pueden necesitar de 2 a 3 años para germinar. Las semillas de algunas especies de *Crataegus* no tienen cubierta impermeable de la semilla, de tal manera que resulta innecesario el periodo inicial de almacenamiento a temperatura elevada. Debido a que los *crataegus* desarrollan una raíz principal larga, el trasplante sólo se hace con éxito en plantas jóvenes.

Los clones selectos se pueden injertar de yema en T o de raíz en patrones de *C. crus-galli* o *C. coccinea* obtenidos de semilla para los tipos americanos (de hoja entera) o en plántulas de *C. laevigata* o *C. monogyna* para los tipos europeos (de hoja recortada).

Criptomeria japonesa (*Chryptomeria japonica* [L. f.] D. Don). Se puede propagar por semillas o por estacas. Las semillas no deben secarse. Las estacas, de 5 a 15 cm de largo, se deben tomar de madera verde en un estado de madurez en que se rompen con un tronido al doblarlo. Se ponen a enraizar en arena con calor en el fondo, conservando a las estacas sombreadas y frescas. Después de que se empiezan a formar las raíces, en unas 2 semanas, hay que proporcionar más luz y trasplantarlas a macetas cuando las raíces tienen unos 13 mm de largo. Los tratamientos con ácido indolbutírico estimulan el enraizamiento.

Cupressocyparis leylandii. Véase Ciprés Leyland.

Cytisus spp. Véase Escoba.

Chaenomeles spp. Véase Membrillero de flor.

Chamaecyparis (*Chamaecyparis* spp.). Ciprés falso. Después de recolectarlas en otoño, las semillas se deben secar cuidadosamente en un cuarto caliente o en un horno a temperatura de 32 a 43 °C. La estratificación a unos 4 °C durante 2 a 3 meses ayuda a la germinación. Las estacas de la mayoría de las especies no son difíciles de hacer enraizar, en particular, si se usan las formas juveniles. Se pueden tomar en otoño o invierno y ponerse a enraizar en una estructura cerrada en el invernadero, usando ramas laterales del crecimiento de la estación en curso. Los tratamientos con ácido indolbutírico resultan de utilidad. (98)

Chionanthus. Véase Arbol de flecos.

Chopo. Véase Alamo.

Dafne (*Daphne* spp.). (20, 24) Dafne puede ser propagada por semillas, estacas de tallo y de hoja con yema, acodos e injertos. Las semillas se deben sembrar al cosecharse o si se secan, escarificarlas y luego darles un periodo de tratamiento húmedo-frío antes de plantarlas. Probablemente dafne se propaga mejor por estacas foliosas colocadas en un medio de arena y musgo turboso (2:1) bajo vidrio o niebla. Las estacas se toman en verano del crecimiento de la estación en curso parcialmente madurado. A menudo resultan útiles las sustancias que estimulan el enraizamiento. Las dafnes no se trasplantan con facilidad y sólo deben moverse cuando están jóvenes; si se comen las bayas son muy venenosas.

Delonix regia. Véase Tabachín.

Deutzia (*Deutzia* spp.). Deutzia se propaga con facilidad, ya sea por estacas de madera dura, plantadas en primavera en los surcos del vivero o por estacas de madera suave en invernadero o bajo niebla en el verano.

Diosma (*Ericoides* L.). Sople del cielo. Se propaga por estacas con hojas tomadas en el verano y enraizadas en invernadero o bajo niebla.

Eleagnus (*Eleagnus* spp.). Olivo ruso, Baya de plata. Las semillas plantadas en primavera germinan con facilidad después de un periodo de estratificación de 3 meses a 4 °C. Con la remoción del hueso (endocarpo) de las semillas de la baya de plata (*E. commutata*) se obtuvo un 90% de germinación de semillas no estratificadas, aparentemente debido a la presencia de un inhibidor en el endocarpo. (32) Las semillas del olivo ruso, *E. angustifolia* se deben tratar con ácido sulfúrico durante 30 a 60 min antes de sembrarlas en otoño o estratificarlas. Esta especie

se puede iniciar también por estacas de madera dura plantadas en primavera. Asimismo se ha tenido éxito con estacas de raíz y con acodados. Las estacas foliosas de la especie siempre verde *E. pungens*, enraizan si se toman en el verano y se inician en invernadero o bajo niebla.

Enebro (*Juniperus* spp.). (81, 94, 151) Los enebros, por lo general, se propagan por estacas, pero algunos casos los tipos difíciles de hacer enraizar se injertan en patrones de semilla. Las formas postradas, de porte bajo, se acodan con facilidad.

Propagación por semilla. De ordinario se usan plantas del cedro rojo, *Juniperus virginiana* o de *J. chinensis* obtenidas de semilla como patrones para injertar clones ornamentales.

Las semillas se deben recolectar en el otoño tan pronto como maduren los conos de tipo baya. Para lograr una mejor germinación, las semillas se deben separar de los frutos y tratarse luego durante 30 min con ácido sulfúrico, antes de estratificarlas durante 4 meses a 4 °C. En lugar del tratamiento con ácido se pueden usar de 2 a 3 meses de estratificación cálida a temperaturas de 21 a 30 °C o la siembra en verano. Como una alternativa a la estratificación en frío, se pueden sembrar las semillas en otoño. La germinación es retardada por temperaturas superiores a 15 °C. La viabilidad de las semillas varía considerablemente de un año a otro y entre los distintos lotes, pero nunca es mucho mayor de 50%. La semilla tratada, por lo general, se siembra en primavera, ya sea en camas exteriores o en cajas en el invernadero. Se necesitan de 2 a 3 años para obtener plantas de tamaño adecuado para injertar.

Estacas. Las estacas de los tipos desparramados, postrados de enebro, enraizan con más facilidad que aquellas de los tipos erectos. Las estacas se hacen de 5 a 15 cm de largo, tomándolas de puntas del crecimiento lateral nuevo arrancadas de ramas más viejas, dejando una pequeña cantidad de madera vieja (un talón) adherida en la base de la estaca. Algunos propagadores piensan que esto resulta ventajoso. En otros casos se han obtenido buenos resultados cuando las estacas se han cortado sin el talón de madera vieja. El crecimiento terminal de la madera de la estación en curso también enraiza bien.

Las estacas que se van a enraizar en invernadero se toman en cualquier tiempo del invierno. (102) Al parecer, exponiendo las plantas madres a temperaturas inferiores a 0 °C se obtiene mejor enraizamiento. Para la propagación en una cama fría al exterior, las estacas se toman a fines del verano o a principios de otoño. A veces resulta útil lesionar ligeramente la base de las estacas y la aplicación de sustancias estimuladoras del enraizamiento, en particular ácido indolbutírico, es benéfico. Como medios de entaice resultan satisfactorios, la arena de grueso mediano o una mezcla 1:1 de perlita y musgo turboso. Durante las primeras 4 a 6 semanas resulta más adecuada una temperatura del invernadero de alrededor de 15 °C. Es conveniente mantener un ambiente húmedo sin humedecer excesivamente a las estacas, así como una intensidad luminosa relativamente alta. Se puede usar una niebla intermitente ligera. En calor en el fondo, de unos 27 °C, ayuda al enraizamiento.

Injerto. (133) En el otoño se extraen del semillero, para usar como patrones, plántulas vigorosas, con el tronco recto, más o menos del grueso de un lápiz y se plantan en macetas pequeñas que contengan musgo turboso y se mantienen en un invernadero frío y seco. También se pueden usar plántulas pasadas a macetas con anterioridad, en primavera. Unos 30 días después, se calienta el invernadero y se mantiene a las plantas bien regadas. Este procedimiento estimula el desarrollo, de tal manera que en 1 o 2 semanas se reanuda la actividad de las raíces de las plantas, quedando éstas en condiciones de ser injertadas.

Las púas se deben seleccionar del crecimiento de la estación en curso, tomándolas de plantas vigorosas, sanas, y, de preferencia, del mismo diámetro de las que se va a injertar. Si se

mantiene en una atmósfera saturada, el material para púas se puede almacenar a temperaturas de -1 a 4 °C durante varias semanas, hasta que se use.

De ordinario se injertan por los métodos de enchapado de costado o de enchapado. Las plantas injertadas se colocan en un banco de invernadero que se llena con musgo turboso hasta una profundidad suficiente para cubrir la unión. La temperatura alrededor de ésta debe mantenerse tan constante como sea posible a 24 °C, con una humedad relativa de 85% o más alrededor de la parte superior de las plantas. Se debe usar un invernadero ligeramente sombreado para evitar quemaduras a los injertos. Estos cicatrizan adecuadamente en 2 a 8 semanas, después de las cuales se pueden bajar la temperatura y la humedad. Entonces se corta el patrón arriba de la unión de injerto para permitir que se desarrolle la púa.

Erica spp. Véase Brezo.

Escalonia (*Escalonia* spp.). Esta planta se propaga con facilidad por estacas con hojas tomadas después en un periodo de crecimiento. Las estacas enraizan bien bajo niebla y responden marcadamente al tratamiento con ácido indolbutírico.

Escoba (*Cytisus* spp.). Las semillas de muchas especies germinan satisfactoriamente si se recolectan tan pronto como maduran y antes de sembrarlas se tratan con ácido sulfúrico para suavizar las cubiertas duras de las semillas. Se obtienen mejores resultados si las semillas se hacen germinar en un sitio cálido y luego se cambian a un lugar más fresco cuando las plántulas tengan varios centímetros de altura. Como las diversas especies de *Cytisus* se cruzan entre sí con facilidad, las plantas madres que se usen como fuentes de semilla deben mantenerse aisladas.

Las estacas se pueden hacer enraizar con bastante facilidad bajo niebla a mediados del verano si se tratan con ácido indolbutírico y se les aplica calor en el fondo.

Escobillón (*Callistemon* spp.). Aunque las semillas germinan sin dificultad, se debe evitar usar las plántulas procedentes de ellas debido a que muchas resultan sin valor como ornamentales. El método de propagación preferido es por estacas, con hojas de madera parcialmente madurada tomada de cultivares selectas, que enraizan con bastante facilidad en invernadero.

Espina de fuego. Véase *Piracanta*.

Espino cerval (*Rhamnus* spp.). Se puede propagar por semillas sembradas al exterior en el otoño. Macérense los frutos y límpiense las semillas. Aquellas de algunas especies es posible que germinen mejor si antes de plantarlas se les da un tratamiento de 20 min con ácido sulfúrico.

Eucalipto (*Eucalyptus* spp.). (33, 131) El eucalipto se propaga casi en su totalidad por semillas plantadas en primavera. Las cápsulas maduras se recolectan justamente antes de que estén listas para abrirse. En la mayoría de las especies no se presentan condiciones de letargo y las semillas pueden germinar inmediatamente después de la maduración. Sin embargo, las semillas de algunas especies como *E. dives*, *E. niphophila* o *E. pauciflora* para su mejor germinación necesitan estratificarse unos 2 meses alrededor de 4 °C. Las plántulas de eucalipto son muy susceptibles al ahogamiento. Por lo general, las semillas se plantan en cajas con suelo esterilizado, colocadas en un sitio sombreado. De las cajas se trasplantan a macetas pequeñas, de las cuales luego se pasan a los surcos del vivero. Las raíces de los árboles jóvenes no toleran la sequía, de tal manera que las plantas jóvenes se deben tratar como plantas cultivadas en macetas. Las semillas se pueden sembrar directamente en las macetas en las que las plántulas se dejan crecer hasta que se les planta en su sitio permanente. (67)

El eucalipto es difícil de propagar por estacas, pero se puede obtener un buen enraizamiento. Por ejemplo, con estacas foliosas de *E. camaldulensis* tomadas temprano en la primavera de brotes que salían de la base de árboles jóvenes, lesionados, tratados con una solución de 4000 ppm de IBA más NAA 1:1 colocadas en perlita, bajo niebla y con calor en el fondo de 21 °C, se obtuvo un 65% de enraizamiento. (49)

Eucalyptus ficifolia se ha injertado con éxito usando un método de cuña de costado en patrones jóvenes, vigorosos de *Eucalyptus* obtenidos de semilla, cultivados en macetas y colocados en condiciones de humedad elevada después del injerto. El empleo de púas tomadas de ramas se habían anillado cuando menos un mes antes en que aumentó el éxito. (141)

Euonimus (*Euonymus* spp.). (61) para una germinación satisfactoria es necesario estratificar las semillas durante 3 a 4 meses a temperaturas de 0 a 10 °C. Las semillas deben separarse del fruto e impedir que se sequen. *Euonimus* se inicia con facilidad por estacas de madera dura tomadas a principios de primavera para las especies deciduas y por estacas foliosas de madera semidura bajo niebla o invernadero, tomadas después de que ha madurado parcialmente un ciclo de crecimiento, para los tipos siempre verdes. El acodado también es efectivo.

Euphorbia pulcherrima. Véase Flor de Nochebuena.

Fagus spp. Véase Haya.

Flor de Nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Willd.). (43, 100, 104) El procedimiento usual de propagación es por estacas con hojas enraizadas bajo niebla. La aplicación de sustancias estimuladoras del crecimiento en concentraciones bajas resulta útil. Como fuente de estacas se deben usar plantas madres que tengan un desarrollo moderado. El control de las enfermedades es de mucha importancia, debiendo seguirse procedimientos sanitarios durante toda la operación a fin de que las raíces no sean disturbadas. Las estacas se pueden hacer enraizar en el invernadero desde la primavera hasta el otoño. Las hojas son muy venenosas.

Forsythia (*Forsythia* spp.). Se propaga con facilidad por estacas de madera dura plantadas en el vivero a principio de primavera o por estacas con hoja de madera suave tomadas a fines de primavera y enraizadas en condiciones de alta humedad.

Fraxinus spp. Véase Fresno.

Fresno (*Fraxinus* spp.). Las semillas de la mayoría de las especies germinan si se estratifican durante 2 a 4 meses a 4 °C. Las semillas de *F. excelsior*, *F. nigra* y *F. quadrangulata* deben someterse a almacenamiento en húmedo a temperatura ambiente durante 1 a 3 meses y después de 5 a 6 meses a unos 4 °C. Las plantas de *F. excelsior* y *F. ornus* procedentes de semilla, por lo general, se usan como patrones para injertar de púa o de yema cultivares de fresno.

Fucsia (*Fuchsia* spp.) Aretillo. (163) Se propaga con facilidad por estacas foliosas mantenidas en condiciones húmedas. Las raíces se desarrollan en 2 a 3 semanas.

Gardenia (*Gardenia jasminoides* Ellis). Jazmín del cabo. Se pueden hacer enraizar estacas de puntas de ramas foliosas en el invernadero o bajo niebla desde el otoño hasta la primavera. Un buen medio de enraices es una mezcla 1:1 de arena y musgo turboso. Las gardenias son difíciles de trasplantar y sólo deben moverse cuando están pequeñas.

Gincgo (*Ginkgo biloba* L.). (107) Este "fósil viviente", que el registro geológico muestra que existió en la tierra hace 150 millones de años en la era de los dinosaurios, se puede propagar

por semilla. Un procedimiento satisfactorio es recolectar los "frutos" a mediados del otoño, separar la pulpa y empacar las semillas limpias en capas de arena húmeda durante 10 semanas a temperaturas de 15 a 21 °C para permitir que los embriones acaben de desarrollarse. Después de esto, las semillas necesitan un periodo de estratificación de varios meses a unos 4 °C. Las plántulas producen árboles masculinos o femeninos, pero el sexo no se puede determinar sino hasta que el árbol florea, después de unos 20 años. Los frutos de tipo "ciruela" de los árboles femeninos tienen un olor desagradable por lo cual sólo se usan árboles masculinos para ornato. Por esta razón no se debe emplear la reproducción por semilla, siendo aconsejable reproducirlo por estacas de árboles masculinos. Las estacas de madera suave tomadas a principios del verano se pueden hacer enraizar en invernadero o bajo niebla si se les trata con ácido indolbutírico. La propagación comercial se hace injertando de yema por los métodos de T o de astilla yemas de árboles masculinos en plantas obtenidas de semilla.

Gleditsia triacanthos. Véase Acacia traicanta.

Grevillea spp. Estos árboles o arbustos australianos se propagan por semillas o por estacas. Las estacas de las especies de porte bajo enraizan con facilidad, pero aquellas de especies de mayor tamaño, como *G. robusta*, roble de seda es mejor propagarlas por semilla. Tómense las estacas de fines de verano a principios de invierno.

Hamamelis (Hamamelis spp.). (106) Se propaga por semillas, injertos de yema, (136) injertos de púa o por acodado. La propagación por estacas es difícil pero posible. Las semillas se recolectan y se plantan al exterior a principios de otoño. Evítense que se sequen las semillas. Las semillas de *H. japonica* se deben remojar durante una semana cambiando el agua diariamente. Las cultivares de *H. mollis*, *H. × intermedia* y *H. japonica* se propagan injertándolas de yema o de púa en patrones de *H. virginiana* obtenidos de semilla. Las estacas con hojas de *H. mollis*, *H. virginiana*, *H. japonica* y *H. vernalis* se pueden enraizar bajo niebla dándoles un tratamiento con ácido indolbutírico a razón de 8000 ppm. Sin embargo, su supervivencia en el invierno constituye un problema. (99)

Haya (Fagus spp.). Las semillas germinan con facilidad en primavera si se han sembrado en otoño o después de estratificarlas 3 meses a unos 4 °C. No se debe permitir que se sequen las semillas. Los clones selectos se injertan con los métodos de hendedura, de empalme o enchapado de costado en plántulas de *F. sylvatica*, el haya europea. Los frecuentes trasplantes hacen necesario podar la raíz de los árboles en vivero. Para evitar el desarrollo de una raíz primaria larga, que dificultaría los trasplantes posteriores. (36)

Hebe (Hebe spp.). Verónica. Se propaga por semillas, estacas foliosas en verano bajo niebla o por acodos.

Hedera helix. Véase Hiedra inglesa.

Heteromeles arbutifolia (Ait.) M. J. Roemer, Toyon, Baya de Navidad. Usualmente se propaga por semillas que requieren un largo periodo de estratificación (3 meses) o sembrando al exterior en otoño para que en invierno se enfríen las semillas. Las estacas de madera suave de puntas de ramas tomadas a mediados de primavera, tratadas con IBA en talco al 8% y colocadas bajo niebla enraizan. (66) También se pueden propagar por acodos.

Hibisco (Hibiscus syriacus L.). Althea, Rosa de Sharon. Se propaga con facilidad, ya sea por estacas de madera dura en los surcos del vivero en primavera o por estacas de madera suave en

verano en invernadero. De los brotes laterales se obtiene buen material para estacas. Las estacas de madera suave responden bien al tratamiento con ácido indolbutírico.

Hibisco chino (*Hibiscus rosa-sinensis* L.). (64) Se puede propagar por semillas, estacas, injertos de yema o de púa, división y acodos aéreos.

Propagación por estacas. Las estacas enraizan con facilidad. En la mayoría de las cultivares las ramas terminales de madera parcialmente madurada tomadas en primavera o en verano, por lo general, enraizan en unas 6 semanas. También se pueden usar estacas con hojas. El enraizamiento se debe hacer en una cama de niebla o cubierta con vidrio. El enraizamiento se vuelve más malo a medida que la planta madre envejece. La reducción de la luz conduce a un mejor enraizamiento.

Injertos. Se emplean como patrones cultivares de crecimiento vigoroso que son resistentes a las plagas del suelo y que se pueden iniciar fácilmente por estacas, como "Single Scarlet", "Dainty", "Euterpe" o "Apple Blossom". Algunos clones forman plantas mucho mejores cuando se injertan en estos patrones que cuando crecen en sus propias raíces, propagados por estacas. El injerto de empalme en primavera o los injertos de hendedura o de costado, practicados a fines de primavera o principios de verano, tiene éxito. Se injertan puas del crecimiento de la estación en curso en estacas enraizadas aproximadamente del mismo tamaño. (147)

Injertos de yema. A veces se practica el injerto de T invertida, por lo general, en primavera, aunque tiene éxito en cualquier época del año en que se desprenda la corteza.

Acodo aéreo. El acodo aéreo se practica en primavera o verano, en especial, para cultivares difíciles de iniciar por raíces. Las raíces se forman en unas 6 a 8 semanas.

Hiedra inglesa (*Hedera helix* L.). La hiedra inglesa se propaga con facilidad haciendo enraizar estacas de la forma juvenil (no fructífera, de hojas lobadas). En ocasiones se injerta en patrón de *Fatsyhedera lizei* (*Fatsia japonica* / *Hedera helix*). *Acanthopanax sieboldianus* es un portainjerto apropiado en donde puede producirse pudrición de la raíz por humedad excesiva del suelo.

Hierba de San Juan (*Hypericum* spp.). Se propaga con facilidad por estacas de madera suave tomadas a fines de verano de puntas de ramas del crecimiento en curso y se hacen enraizar con alta humedad o bajo niebla.

Hortensia (*Hydrangea* spp.). (114, 134) Se propaga fácilmente por estacas de madera suave con hojas tomadas a mediados de primavera. Prosperan bien bajo niebla y responden en forma marcada a los tratamientos con ácido indolbutírico. Si el material de propagación escasea se pueden emplear estacas de hoja y yema. A menudo se utilizan estacas de madera dura plantadas a principios de primavera para propagar *H. paniculata* "Grandiflora".

Hypericum spp. Véase Hierba de San Juan.

Ilex spp. Véase Acebo.

Jacaranda (*Jacaranda acutifolia* Humb. & Bonpl.). (167) Se propaga con facilidad por semillas tomadas de las cápsulas. No se emplea la propagación vegetativa.

Jazmín (*Jasminum* spp.). El jazmín se propaga sin dificultad por estacas con hojas de madera semidura tomadas a fines del verano y puestas a enraizar bajo vidrio. También se pueden usar el acodado y los hijuelos.

Jazmín del cabo. Véase Gardenia.

Jazmín de estrella chino (*Trachelospermum jasminoides* [Lindl.] Lem.). Las estacas con hojas de madera madurada parcialmente enraizan con facilidad, en particular cuando se colocan bajo niebla y se tratan con alguna sustancia estimuladora de enraizamiento.

Kalmia spp. Véase Laurel.

Koelreuteria. Véase Arbol de la lluvia de oro.

Laburnum (*Laburnum* spp.). Cadena dorada. Se propaga por semillas o acodos. Las cultivares se propagan por injertos de yema o de púa en patrones de laburnum obtenidos de semilla. Las semillas son venenosas si se comen.

Lagerstroemia indica. Véase Mirto crepé.

Laurel (*Kalmia* spp.). (44, 88, 89) Los laureles se propagan con facilidad por semillas germinadas a unos 20 °C. La germinación de las semillas de *K. latifolia* se estimula con estratificación en frío durante 8 semanas o con remojo de 12 h en una solución de ácido giberélico de 200 ppm. Las cultivares de *Kalmia* se pueden propagar por estacas foliosas bajo niebla o en estructuras cubiertas de polietileno, (44, 57) por injertos de hendedura o de costado o por acodamiento. Las estacas de algunas selecciones de *Kalmia* responden a las aplicaciones de hormonas que estimulan el enraizamiento mientras que otras no lo hacen.

Leptospermum spp. Arbol de té. Algunas especies de estos árboles nativos de Australia se deben propagar por semilla. Las cultivares de otras especies, como *L. scaparium*, se pueden propagar con facilidad por estacas.

Libocedrus decurrens. Véase Cedro de incienso.

Ligustrum spp. Véase Trueno.

Lila francesa híbrida (Cvs. de *Syringa vulgaris*). (30, 41, 69, 168) La propagación comercial de lilas se hace por injertos de púa o de yema en patrones de trueno de California (*Ligustrum ovalifolium*) o trueno de Amur (*L. amurense*) obtenidos por estacas o en patrones obtenidos de semilla de lilas o de fresno verde (*Fraxinus pennsylvanica*). Se pueden hacer enraizar las estacas de lila si se presta la atención debida a la época en que se ejecuta la operación. El acodado o la división de plantas son bastante satisfactorias sólo cuando se necesitan unas cuanta plantas. La lila púrpura común se propaga por hijuelos de raíz.

Propagación por semilla. Las plantas obtenidas de semillas se usan en su mayor parte como portainjertos o para hibridaciones. Las cultivares de lila no se reproducen fielmente por semilla. Las semillas necesitan plantarse en el otoño en el exterior o someterlas a un periodo de estratificación de 40 a 60 días a unos 4 °C a fin de obtener una buena germinación.

Estacas. De ordinario en las lilas sólo se puede obtener un buen enraizamiento de estacas empleándolas con hojas tomadas en un periodo corto después de que empieza el crecimiento

en primavera. Cuando los nuevos brotes verdes llegan a 10-15 cm de largo se deben cortar y preparar para estacas. Como en esta etapa están muy succulentos, es difícil impedir que se marchiten. En una cama de propagación bajo niebla el enraizamiento ocurre en 3 a 6 semanas, debiéndose usar un medio de enraice bien drenado. El enraizamiento también puede obtenerse en una cama de invernadero cubierta con polietileno y con calor en el fondo. Las asperciones de captano (2 cucharadas en 3.7 L de agua) ayudan a evitar el ataque de hongos. El empleo de ácido indolbutírico a razón de unas 80 ppm durante 24 h ha producido un buen enraizamiento, al igual que la inmersión en una preparación de 0.8% de IBA en talco. Las estacas se pueden hacer enraizar en camas de niebla colocadas al exterior. (69, 84)

Injertos de púa y de yema. Debido a la dificultad con que enraizan las lilas y el hecho de que las estacas se deben tomar en una época definida de la primavera, a menudo en la época de mayor ocupación del viverista, muchos productores prefieren recurrir al injerto.

Cuando se usan como patrones el trueno o el fresno verde, las lilas pueden mostrar síntomas de incompatibilidad, pero si los injertos se plantan profundo, se desarrollan con rapidez raíces de las lilas y pronto se convierten en el sistema radical predominante de las plantas. En ocasiones se emplean, como portainjertos, plantas de *Syringa vulgaris* obtenidas de semilla, pero si tales hijuelos surgen de estos patrones hay dificultad para distinguirlos de la copa de lilas híbridas selectas. Así, la planta se convierte en una mezcla de crecimiento del patrón y de la púa. Sin embargo, si el trueno llega a producir hijuelos, se pueden identificar con facilidad y suprimirse. En todo caso es mejor plantar lilas en "raíces propias", ya sea como estacas enraizadas o con la "raíz nodriza" de trueno o de lila ya removida.

El injerto se hace en el invierno, usando plantas portainjertos que han sido extraídas y llevadas al interior. Se usa para púas madera vigorosa de un año de edad, tomada de plantas que se han podado fuertemente y se han fertilizado con abundancia para inducir ese crecimiento. Se pueden emplear diferentes métodos, como el de costado o el de ensamble. También se practica el injerto de hendedura en trozos de raíz de trueno y tiende a eliminar el ahijamiento subsiguiente del patrón.

Injerto de yema en T. En ocasiones se practica a fines de verano o a inicios del otoño el injerto de yema en T, insertando la yema de lila abajo del nivel del suelo en patrones de estaca o de plántula de trueno de un año de edad. En la primavera siguiente el patrón de trueno se corta arriba de la yema y se amontona tierra alrededor del tallo a medida que se va desarrollando para estimular en enraizamiento subsecuente de la lila. A menos que se haga esto, la planta vivirá poco.

Acodos. El acodado simple de brotes de un año que salen de la base de plantas que están creciendo en raíces propias proporciona un método fácil de propagación cuando sólo se necesitan pocas plantas. También se tiene éxito con los acodos aéreos en ramas de 1 o 2 años.

Liquidámbar (*Liquidambar styraciflua* L.) Ocozote. Su propagación se hace por semillas, que se recolectan en el otoño, sin dejar que se sequen. Se recomienda estratificarlas de 1 a 3 meses alrededor de 4 °C para superar el letargo de la semilla. Se injertan clones selectos de púa o de yema en T a mediados de verano en plantas de *L. styraciflua* obtenidas de semilla. También se puede propagar por estacas de raíz.

Se pueden hacer enraizar a mediados del verano estacas con hojas de madeta parcialmente madura. Los tratamientos con ácido naftalenacético han resultado provechosos.

Liriodendron tulipifera. Véase Tulipero.

Lonicera spp. Véase Madreselva.

Madreselva (*Lonicera* spp.). Las semillas presentan una variación considerable en sus condiciones de letargo, teniendo algunas especies letargo tanto de las cubiertas de la semilla como del embrión, otras, sólo del embrión y, otras más, no lo muestran. Esta variabilidad se presenta también entre lotes de semillas diferentes de la misma especie. En *L. tatarica* algunos lotes de semilla no la tienen. Sin embargo, para obtener una germinación rápida se recomienda estratificarlas de 2 a 3 meses a unos 4 °C. Las semillas de *L. hirsuta* y de *L. oblongifolia* deben someterse a 2 meses de estratificación cálida (de 21 a 30 °C) seguidos por 2 a 3 meses de estratificación a unos 4 °C.

La mayoría de las especies de madreselva se propagan con facilidad, ya sea por estacas de madera dura en primavera o por estacas foliosas de madera suave cultivadas en verano bajo vidrio o niebla. El acodado de los tipos de enredadera, como la madreselva "Hall's" es muy fácil, formándose raíces en cualquier parte que las varas que queden enterradas en suelo húmedo.

Madroño del Pacífico (*Arbutus menziesii* Pursh.). Este árbol siempre verde de la Costa del Pacífico, de ordinario es propagado por semillas que se estratifican a temperaturas de 2 a 4 °C durante 3 meses. Las plántulas se inician en cajas y luego se pasan a macetas. Son difíciles de trasplantar y deben colocarse en su sitio definitivo cuando no se pasen de 45 cm de altura. Se pueden propagar también por estacas, acodos e injerto.

Magnolia (*Magnolia* spp.). (2, 9, 25) En la propagación de las magnolias se utilizan semillas, estacas, injertos y acodos. Los árboles de magnolia de vivero son difíciles de trasplantar, de tal manera que deben cultivarse en recipientes o trasplantarse con cepellón, pero, sólo a principios de primavera.

Propagación por semillas. Las semillas de magnolia se recolectan en el otoño tan pronto como sea posible, después de que madure el fruto, cuando en todo el mismo son visibles las semillas rojas. Después de limpiadas, las semillas se deben sembrar de inmediato en el otoño o estratificarlas antes de la siembra en primavera durante 2 a 3 meses a unos 4 °C. Dejar secar las semillas en cualquier tiempo puede ser perjudicial. Después de la siembra no se debe dejar que se seque el medio de germinación. Las semillas de *M. grandiflora* y tal vez también las de otras especies pierden viabilidad si se almacenan durante el invierno a temperatura ordinaria. Si se necesita guardarlas por un tiempo largo, deben conservarse a una temperatura de 0 a 4 °C en recipientes sellados.

Las plántulas de magnolia crecen con rapidez y, por lo general, están suficientemente grandes para ser injertadas al final de la primera temporada. El trasplante debe hacerse al mínimo, ya que retrasa a las plantas.

Estacas. Algunas especies, como *M. soulangeana* y *M. stellata* se propagan comercialmente con éxito por estacas de madera suave con hojas. Estas pueden tomarse desde fines de primavera hasta fines de verano después de que ha cesado el crecimiento terminal y la madera ha madurado parcialmente.

Se puede obtener un excelente enraizamiento si las estacas se toman de plantas muy jóvenes, se lesionan en la base, se tratan con una sustancia estimuladora del enraice y se plantan en arena en cajas de niebla colocadas en el exterior. En esas condiciones el enraizamiento se efectúa con rapidez y en altos porcentajes, presentándose pocos problemas de enfermedades.

Las estacas con hojas de *M. grandiflora* tomadas de fines de primavera a fines de verano, lesionadas y tratadas con ácido indolbutírico a razón de 5000 a 20 000 ppm han enraizado bien con calor en el fondo (24 °C) y bajo niebla intermitente. (152)

Para lograr que las estacas enraizadas sobrevivan en el invierno siguiente, se les debe hacer enraizar suficientemente temprano en la estación, de tal manera que antes del otoño se efectúe cierta reanudación del crecimiento.

Injerto. *Magnolia kobus* probablemente es el mejor patrón para las magnolias orientales, mientras que *M. acuminata* se puede usar como portainjerto para especies orientales o americanas. Para cultivares de *M. grandiflora* se usan patrones de la misma especie obtenidos de semillas o estacas enraizadas.

Las plántulas de 1 año se colocan en macetas a principios de primavera se injertan cuando están en crecimiento activo de mediados a fines de verano. Los métodos de costado o enchapado de costado son satisfactorios, debiendo encerarse la unión y la púa después de la operación. Algunos viveristas colocan las plántulas en macetas en el otoño, las llevan al invernadero y las injertan a mediados del invierno. Las plantas recién injertadas se pueden colocar en bancos abiertos del invernadero o en estructuras de propagación cerradas, en donde se les deja de 7 a 10 días mientras cicatriza la unión. Gradualmente se les va proporcionando aire hasta la sexta semana en que se les puede sacar de la caja y cortar el portainjerto arriba de la unión.

Acodo. Se obtienen buenos resultados con los acodos simples o en montículo. Los brotes de 1 a 2 años de edad que salen de la base de las plantas madres se inician en primavera, pero a menudo se necesitan 2 estaciones para obtener un acodo bien enraizado.

Mahonia (*Mahonia* spp.). En la mayoría de las especies no se deben dejar secar las semillas. Para una germinación satisfactoria se estratifican durante el invierno. Por otra parte, las semillas secas de mahonia roja (*M. haematocarpa*) germinan con prontitud sembradas en primavera. Las semillas limpiadas de *M. aquifolium*, sembradas en otoño, pasan el invierno al exterior y germinan en primavera.

Las estacas con hojas tomadas a fines de verano, tratadas con ácido indolbutírico y luego colocadas bajo niebla intermitente han enraizado bien. (14)

Malus spp. Véase Manzano crab de flor.

Manzanita (*Arctostaphylos* spp.). Se puede propagar por semillas, aunque con dificultad. Remojando los frutos limpiados en ácido sulfúrico hasta por 24 h antes de la siembra se ayuda a la germinación. Las estacas se pueden hacer enraizar si se toman desde el otoño hasta principios de primavera. El material madre debe esterilizarse con una solución débil de Clorox. Las estacas se hacen enraizar con humedad elevada en estructuras cubiertas con polietileno. Un medio adecuado para el enraizamiento se obtiene con una mezcla 1:1 de vermiculita—perlita y las sustancias reguladoras del crecimiento que estimulan el enraice resultan útiles. (80)

Manzano crab de flor (*Malus* spp.). Cuatro especies de manzanos crab, *M. toringoides*, *M. hupehensis*, *M. sikkimensis* y *M. florentina*, se reproducen fielmente por semilla. Las formas selectas de todas las otras especies de manzano crab, como *M. sargentii*, *M. floribunda* y *M. "Dolgo"* se deben propagar por métodos asexuales. Los árboles de vivero comúnmente se propagan por injerto de raíz, usando el método de ensamble o por injertos de yema en T en el vivero en patrones obtenidos de semilla, lo cual se hace como injerto de yema de primavera o de otoño. La mayoría de los viveristas consideran que el injerto de yema de otoño es el método más rápido.

do y conveniente para propagar manzanos crab. Además, es posible injertar de copa árboles viejos de *Malus* con las cultivares deseadas de semilla, como *M. pumila* (el manzano común), *M. baccata*, *M. ionensis* y *M. coronaria* así como diversos patrones de la serie Malling. (53) Se ha indicado que la cultivar de flor "Betchel Crab" ha mostrado incompatibilidad retardada, que aparecen en 10 a 15 años, cuando se injerta en patrones de *M. pumila* obtenidos de semilla. Se han producido árboles enanos del manzano crab "Carmine" (*M. atrosanguinea*) injertándolo en *Cotoneaster divaricata*.

Melaleuca spp. Las semillas de esta especie nativa de Australia son casi como polvo, pero germinan con facilidad y se pueden manejar como las de eucalipto.

Membrillero de flor (*Chaenomeles* spp.). El membrillero de flor se inicia con facilidad por semillas, que se deben sembrar en otoño o estratificarse antes de la siembra durante 3 a 4 meses a 4 °C. Límpiense las semillas de las adherencias de fruto. Las estacas de raíz se pueden tomar a fin de otoño, cortarse en trozos de 5 a 10 cm y almacenarse entre 2 y 4°C hasta la primavera en que se plantan horizontalmente en los surcos del vivero. Las estacas foliosas de madera parcialmente madura pueden hacerse enraizar bajo niebla a fines de primavera. El tratamiento con ácido indolbutírico a razón de unas 15 ppm durante 24 h es favorable. Las plantas más viejas tienden a ahijar abundantemente en su base. Estos hijuelos se pueden separar y usar si están bien enraizados.

Metasequoia (*Metasequoia glyptostroboides* Hu y Cheng). (4, 28) Las semillas de este "fósil viviente" descubierto en el oeste de China en 1945, germinan sin dificultad y tanto las estacas de madera suave como las de madera dura enraizan con facilidad. Aquellas sin hojas enraizan con facilidad si se plantan en los surcos del vivero al inicio de la primavera. Las estacas con hojas enraizan fácilmente bajo niebla si se toman en verano y se tratan con ácido indolbutírico a razón de 20 000 ppm por el método de inmersión en solución concentrada.

Mirto (*Myrtus* spp.). El mirto usualmente se propaga en verano por estacas foliosas de madera suave, parcialmente maduras y colocadas bajo vidrio. En algunos casos son favorables los tratamientos con ácido indolbutírico.

Mirto ceroso. Véase Arbol de cera.

Mirto crepé (*Lagerstroemia indica* L.). (45) Esta especie se propaga por estacas foliosas subterminales bajo vidrio o niebla, tomándolas a principios del verano. El trasplante es algo difícil y todas las plantas, excepto las más pequeñas, se deben mover con cepellón. También se propaga con facilidad por estacas de madera dura plantadas en primavera y sacadas a raíz desnuda en el otoño. Las estacas de raíz tomadas a fines del invierno también dan buenos resultados.

Morera sin frutos (*Morus alba* L.). Algunas moreras producen sólo flores masculinas, y por tanto, no dan frutos. Propagadas vegetativamente, son apropiadas como árboles ornamentales de sombra. Algunas crecen con mucha rapidez. Se les puede propagar por estacas o por injertos de púa o de yema en patrones de morera obtenidos de semilla. Las estacas de madera suave tomadas a mediados del verano enraizan bajo niebla.

Myrica spp. Véase Arbol de cera.

Nandina (*Nandina domestica* Thun.). (3) La propagación de ordinario se hace por semillas, que no se deben dejar secar. En los frutos maduros los embriones son rudimentarios pero se

desarrollan con el almacenamiento en frío. Las semillas se pueden recolectar a fines del otoño, conservarse en almacenamiento en seco a 4 °C y plantarse luego en verano, empezando a germinar en unos 60 días. La germinación tiende a efectuarse en el otoño irrespectivamente de la fecha de siembra. No es necesario un periodo de estratificación húmeda y fría. El desarrollo de las plántulas es lento, necesitándose varios años para producir plantas vendibles. Los hijuelos que salen en la base de plantas viejas pueden ser separadas para propagación.

Naranja de imitación (*Philadelphus* spp.). Las muchas cultivares que existen del naranja de imitación se propagan mejor por estacas, que enraizan con facilidad. A principios de primavera se pueden plantar estacas de madera dura o al comienzo del verano estacas foliosas de madera suave bajo vidrio. Separando los hijuelos enraizados que crecen alrededor de plantas viejas se pueden obtener unas cuantas plantas nuevas.

Nerium oleander. Véase Adelfa.

Olivo (*Olea europaea* L.). Hay disponible una cultivar de olivo sin frutos "Swan Hill" que puede usarse como árbol de patio o en las calles. Las estacas enraizan con dificultad. Se les debe colocar bajo niebla y tratar con IBA a razón de 2000 a 3000 ppm, o se puede injertar en patrones de cultivares que enraizan con facilidad. Los olivos no sobreviven a temperaturas invernales menores de unos -9 °C. (73)

Olivo ruso. Véase *Eleagnus*.

Olmo (*Ulmus* spp.). Comúnmente se usa la propagación por semilla. Las semillas de olmo pierden su viabilidad con rapidez si se almacenan a temperatura ordinaria, pero pueden conservarse durante varios años en recipientes cerrados almacenados entre 0 y 4 °C. Las semillas que maduran en primavera se deben sembrar de inmediato, germinando usualmente con prontitud. Para aquellas especies que maduran sus semillas en el otoño se debe usar la siembra en otoño o estratificarlas durante 2 meses a unos 4 °C. Para obtener árboles uniformes, los clones selectos se propagan por injerto en patrones de la misma especie obtenida de semilla.

Las estacas de madera suave de varias especies de olmo, se pueden hacer enraizar bajo niebla, si se toman al comienzo del verano. (4) Los tratamientos con ácido indolbutírico a razón de 50 ppm durante 24 h han resultado benéficos. (135) Se han hecho enraizar estacas semilignificadas sin tratamiento de niebla o de hormonas. (144) Las estacas de madera suave tomadas de brotes que salen de tocones enraizan con facilidad si se tratan con IBA y se colocan bajo niebla (146). *U. hollandica* se puede propagar por estacas de madera dura tomadas a fines del invierno, tratadas con IBA a razón de 1500 ppm y luego colocadas durante 6 semanas antes de plantarlas en un depósito con calor en el fondo. (175).

Osmanthus spp. Osmanthus se propaga por estacas con hojas tomadas de mediados a fines de verano y puestas a enraizar bajo vidrio o niebla. Los tratamientos con IBA, a razón de unas 4000 ppm, deben estimular el enraizamiento. Las semillas germinan con lentitud y dificultad.

Pachysandra terminalis (Siebold & Zucc.). Tártago japonés. Esta planta siempre verde usada para cubrir el suelo en áreas sombreadas se extiende naturalmente por rizomas. Se puede propagar con facilidad por división o por estacas foliosas bajo niebla o vidrio.

Paeonia suffruticosa. Véase Peonía de árbol.

Palmas. (17, 23, 93, 112, 181) Hay varios millares de especies, en muchos géneros, de palmas ornamentales. Se propagan por semillas maduras, que se deben plantar tan pronto como sea

posible después de la cosecha, no dejando que se sequen. Las semillas de las palmas permanecen viables sólo durante un periodo corto. Las semillas de palmas son susceptibles a los mohos de la superficie y se deben proteger espolvoreándolas con un fungicida. Se debe descartar cualquier semilla que flote en el agua. Una mezcla de partes iguales de musgo turboso y perlita forma un buen medio de germinación. Las semillas de la mayoría de las especies germinan en 1 a 3 meses, en especial si se mantiene calor en el fondo (de unos 28 °C), pero algunas toman hasta 1 o 2 años para germinar. En algunas especies la germinación se puede acelerar con la escarificación más un remojo en una solución de ácido giberélico de 1000 ppm durante 72 h, y germinación con calor de 27 °C en el fondo. (126)

Palo rojo de la costa (*Sequoia sempervirens* [D. Don] Endl.). Sequoia gigante, o Palo rojo de la sierra (*Sequoiadendron giganteum* [Lindl.] Buchh.). Ambas especies de ordinario se propagan por semillas. Las semillas de *S. Sempervirens* maduran al final de la primera estación, pero aquellas de *S. giganteum* necesitan 2 temporadas para que maduren los embriones. Los conos se recolectan en el otoño y se dejan secar de 2 a 4 semanas, pudiendo después separar las semillas. Las semillas pueden conservarse durante varios años sin perder su viabilidad si se guardan en recipientes sellados a temperaturas menores de 4 °C. La estratificación a unos 4 °C por unas 10 semanas antes de la siembra estimula la germinación de las semillas de *S. giganteum*. Las semillas de *S. sempervirens* germinan sin tratamiento de estratificación.

También se puede sembrar en otoño, sembrando las semillas a unos 3 mm de profundidad en una cama bien preparada. Resulta útil cubrir la cama con una cubierta de yute que se quita cuando empieza la germinación. Las plántulas jóvenes se deben sombrear en los primeros 60 días.

S. sempervirens se puede propagar también por estacas con hojas tomadas de brotes que salen de los nudos que se forman en la base de los árboles más viejos. Los árboles jóvenes de *S. giganteum* se venden como árboles de Navidad. Las estacas de *S. giganteum* enraizan con facilidad si se toman de árboles jóvenes, se tratan con ácido indolbutírico y se ponen a enraizar bajo niebla. (50, 179)

Parthenocissus (*P. quinquefolia* Planch.). Trepadora de virginia; (*P. tricuspidata* Planch) Hiedra de Boston. Estas dos enredaderas ornamentales se pueden propagar por semillas sembradas en otoño o estratificadas durante 2 meses a unos 4 °C y sembradas en primavera.

Las estacas con hojas de madera suave tomadas a fines de verano enraizan con facilidad bajo vidrio o niebla, al igual que las estacas de madera dura plantadas en primavera en el exterior. También se pueden iniciar plantas por acodos compuestos.

En algunos viveros se hacen injertos de cultivares en patrones de *P. quinquefolia* obtenidos de semilla, usando los métodos de ensamble o hendedura.

Passiflora X alatocaerulea (Lindl.). Enredadera de la pasión. Esta enredadera subtropical, delicada se propaga por estacas con hojas bajo vidrio o niebla.

Peonía de árbol (*Paeonia suffruticosa* Andr.). (79, 178) La propagación por semilla es complicada por el "letargo epicótilo". Las semillas se deben plantar en un medio húmedo después de que se han desarrollado las raíces, hay que trasplantar a macetas con suelo colocadas en un cuarto frío (de 4 a 10 °C) o al exterior (en el invernadero) durante 2 y medio meses. Con esto se supera el letargo de la punta del tallo, que entonces crece con facilidad en primavera o al pasar las plantas a una temperatura más cálida. Las cultivares selectas se propagan por injertos hechos a fines de verano en patrones de peonía herbácea (*P. lactiflora*). Los injertos se hacen

encallecer en el invernadero en un medio de arena y turba hasta el otoño, pasándolas entonces a macetas.

Peral "Bradford" (*Pyrus calleryana* Dcne. "Bradford"). Este peral ornamental introducido por el USDA se propaga por injertos de yema en T o por injertos de raíz en plántulas de *P. calleryana*. No es compatible con portainjertos de *P. communis*. Las estacas foliosas, si se tratan con IBA se pueden hacer enraizar bajo niebla, en un medio de muso turboso-perlita-vermiculita (1:1:1) que da buenos resultados. (1) Las estacas se deben tomar a fines de verano.

Peral, siempre verde (*Pyrus kawakamii* Hayata). El peral siempre verde se propaga por estacas o más comúnmente por injertos de púa en plántulas de *P. calleryana*. Los injertos de banco se hacen a mediados del invierno con el método de hendedura, pudiendo plantarse en recipientes o en los surcos del vivero.

Philadelphus spp. Véase Naranja de imitación.

Photina arbutifolia. Véase *Heteromeles arbutifolia*.

Picea spp. Véase Pinabete.

Pieris spp. (58) *Pieris floribunda* se reproduce con facilidad por semillas que no necesitan ningún tratamiento. Algunas especies de *Pieris* se puede iniciar con facilidad por estacas, pero aquellas de *P. floribunda* son difíciles de hacer enraizar. Sin embargo, es posible obtener un enraizamiento moderado colocándolas en estructuras cubiertas con polietileno, después de tratarlas con alguna hormona para el enraizamiento (ácido indolbutírico a razón de 8000 ppm) y aplicando calor en el fondo.

Pinabete (*Picea* spp.). De ordinario se propaga sin dificultad por semillas, ya sea sembradas en otoño o estratificadas durante el invierno. La mayoría de las especies tienen letargo del embrión requiriendo para germinar bien de 1 a 3 meses de estratificación a unos 4 °C. Las semillas de *P. abies*, *P. engelmannii* y *P. glauca*, var. *albertiana* se encuentran entre aquellas que tienen una buena germinación sin necesidad de estratificarlas. El pinabete azul de Colorado (*Picea pungens* "Glauca") obtenido de semillas, produce árboles con un ligero tinte azulado, pero sólo un pequeño porcentaje de las plántulas tienen el color azul brillante muy apreciado. Se han seleccionado como clones varias plántulas azules excepcionalmente buenas y se perpetúan por injerto. Los 2 mejores conocidos son el pinabete azul Koster (*Picea pungens* "Koster") desarrollado en el Vivero Koster de Holanda y el pinabete azul compacto "Moerheim" (*Picea pungens* "Moerheimii") que se originó en Europa alrededor de 1930.

Los clones selectos de pinabete son difíciles de propagar por estacas, pero hay casos en los que se ha obtenido un buen porcentaje de estacas enraizadas, (63, 86) en especial de ciertos árboles jóvenes que sirven como fuente. Las estacas tomadas de árboles vigorosos cultivados en macetas han dado buenos resultados.

Se ha obtenido enraizamiento de estacas tomadas en primavera, mediados de verano y mediados de otoño. Para estacas, es mejor usar sólo los brotes terminales que se deben recolectar en la mañana temprano cuando la madera está turgente. El lesionado y una luz de alta intensidad durante el enraizamiento resultan provechosos. Los tratamientos con hormonas han dado resultados variables. La arena de grueso mediano o la perlita gruesa son un buen medio de enraizamiento. El uso de una niebla ligera es benéfico. Los tratamientos con hormonas han dado resultados variables. Al obtener estacas de los tipos de crecimiento erecto, se deben esco-

ger las ramas terminales más bien que las laterales, ya que estas últimas, si enraizan, tienden a producir plantas anormales, desparramadas, en vez de las formas erectas deseadas.

El pinabete azul Koster se propaga comercialmente injertándolo en plantas de pinabete noruego (*Picea abies*) o pinabete Sitka (*Picea sitchensis*) obtenidas de semilla. (36, 109)

Pino (*Pinus* spp.). (121, 157) Los pinos de ordinario se propagan por semilla, existiendo una variabilidad considerable entre las especies respecto a las condiciones de letargo de las semillas. Las semillas de muchas especies no tienen letargo y germinan inmediatamente después de recolectarlas, mientras que otras tienen letargo del embrión. En estas últimas, la estratificación a temperaturas de 0 a 4 °C durante 1 a 3 meses aumenta o apresura la germinación. Al parecer se presenta letargo de las cubiertas de la semilla en *P. cembra* y *P. monticola*. En estas especies, el tratamiento con ácido sulfúrico concentrado durante 3 a 5 h y 45 min, respectivamente, seguido por la estratificación durante 3 meses a 2 °C ayuda a la germinación. Entre las especies que no tienen condiciones de letargo y que se pueden sembrar sin tratamiento se encuentran: *Pinus aristata*, *P. banksiana*, *P. canariensis*, *P. caribaea*, *P. clausa*, *P. contorta*, *P. coulteri*, *P. edulis*, *P. halepensis*, *P. jeffreyi*, *P. latifolia*, *P. mugo*, *P. nigra*, *P. palustris*, *P. pinaster*, *P. ponderosa*, *P. pungens*, *P. radiata*, *P. resinosa*, *P. roxburghii*, *P. sulvestris*, *P. thunbergii*, *P. virginiana* y *P. wallichiana*. Sin embargo, si las semillas de las especies arriba enumeradas se han almacenado durante cualquier lapso, es aconsejable que antes de sembrarlas se les someta a un periodo de estratificación en frío. Las semillas de pino se pueden almacenar durante un tiempo considerable sin que pierdan su viabilidad si se guardan en recipientes sellados y almacenan entre -15 y 0 °C. No se debe dejar que se sequen las semillas.

Las estacas de pino son difíciles de hacer enraizar, aunque aquellas del pino mugo (*P. mugo*) lo hacen con facilidad si se toman a principios del verano (92) y las de *P. radiata* enraizan bien si se toman de árboles jóvenes. (18) Es más probable que se tenga éxito si el material para estacas se toma en invierno de ramas laterales del crecimiento bajo de árboles jóvenes. El tratamiento con ácido indolbutírico es provechoso. Debido a su importancia como árbol para madera en Nueva Zelanda y Australia y como árbol de Navidad se ha prestado considerable atención al enraizamiento de estacas del pino Monterey (*P. radiata*). El mejor enraizamiento se obtiene de estacas tomadas a mediados de invierno. El lesionado, más un tratamiento de inmersión en solución concentrada de IBA de 4000 ppm resultaron provechosos. Se puede inducir el crecimiento de un sistema radical más simétrico recortando las puntas de las raíces originales y dejando que el sistema radical se desarrolle de las raíces secundarias. El enraizamiento al exterior con niebla intermitente ha tenido éxito, usando IBA al 5% y una mezcla de musgo turboso, aserrín de Sequoia y "hojas" caídas de *P. radiata* (1:1:1) como medio de enraice. (82, 108)

Los pinos se pueden propagar asexualmente haciendo enraizar fascículos de agujas (hojas aciculares mantenidas juntas por escamas foliares, que contienen una base de un diminuto ápice de tallo). (31) El enraizamiento es mejor cuando los fascículos se toman de árboles de menos de 4 años de edad. Los tratamientos con IBA resultan de utilidad. (113) Seleccionando ciertas plántulas cuyas estacas enraicen con facilidad y tomando las estacas en las épocas críticas apropiadas, es posible establecer clones en los cuales es factible la propagación comercial por estacas, habiéndose demostrado en el pino mugo. (62, 138) Se han hecho enraizar estacas de pino escocés aplicando un método especial de forzar el crecimiento de brotes interfasciculares en plantas madres jóvenes. Cuando esos brotes se dividen en estacas y se les da el tratamiento adecuado, enraizan en altos porcentajes.

Para la propagación de clones selectos se usa el injerto enchapado de costado, debiendo usar como patrones plántulas bien establecidas de 2 años de edad de la misma especie o de es-

pecies muy afines. Las púas deben ser de crecimiento nuevo, tomadas de madera maciza, parcialmente madura. En el pino loblolly se ha tenido éxito con los acodos aéreos. (70)

Piracanta (*Pyracantha* spp.). Zarza de fuego. La propagación casi siempre se hace por estacas. Para obtener buenos resultados se usan estacas de madera parcialmente madura, con hojas, del crecimiento de la estación en curso, tomadas de fines de primavera a fines de otoño y puestas a enraizar ya sea en el invernadero bajo vidrio o bajo niebla. Los tratamientos con sustancias estimuladoras del enraizamiento son provechosos. Las estacas grandes, de 46 cm de largo, con hojas, tomadas a principios de primavera, lesionadas en la base, tratadas con ácido indolbutírico y puestas a enraizar bajo niebla en recipientes de 4 L, en 6 meses produjeron plantas adecuadas para la venta. (158)

Pistacho chino (*Pistacia chinensis* Bunge). Las semillas se deben tomar a mediados del otoño de frutos relativamente grandes, de color verde azulado, separando la pulpa. Los frutos se remojan en agua y luego se frotran sobre una criba. Las semillas que flotan en agua tienen embriones abortados y deben descartarse. Estratificando las semillas a temperaturas de 4 a 10 °C durante 10 semanas se obtiene una buena germinación. Las plántulas muestran gran variabilidad. Para producir árboles uniformes, superiores, se injertan con el método de yema en T clones selectos en patrones de *P. chinensis* obtenidos de semilla, a fines del verano. La propagación por estacas es muy difícil. Los árboles de pistacho de vivero no se trasplantan bien si se exponen las raíces, de tal manera que, por lo general, se manejan como material de vivero cultivado en macetas. (90)

Pittosporum (*Pittosporum* spp.). Se inician por semillas o por estacas. Las semillas germinan sin dificultad. Sumergiendo las semillas colocadas en una bolsa de tela en agua hirviendo durante varios segundos puede acelerar la germinación. Las estacas con hoja de madera semidura tomadas después de un ciclo de crecimiento enraizan con facilidad, en particular bajo niebla. También resultan útiles los tratamientos con ácido indolbutírico.

Plátano falso (*Platanus* spp). Sicómoto. de ordinario se propaga por semillas, pero éstas no deben dejarse secar. El mejor procedimiento es dejar que las semillas pasen el invierno en los frutos en el árbol mismo. Luego se pueden recolectar a fines del invierno o a principios de la primavera y sembrar de inmediato. Por lo general, germinan pronto. Si las semillas se recolectan en el otoño, entonces se deben estratificar durante el invierno a unos 4 °C. El sicómoto híbrido London (*P X acerifolia*) se puede propagar por estacas de madera dura, tomadas y plantadas en el vivero en otoño (4) o por estacas foliosas de madera suave tomadas a mediados del verano y puestas a enraizar bajo niebla. El tratamiento con hormonas tiende a inhibir el enraizamiento. (125)

Platanus spp. Véase Plátano falso.

Plúmbago (*Plumbago* spp.). Las semillas sembradas a fines de invierno de ordinario germinan con facilidad. Las estacas con hojas tomadas de madera parcialmente madura se pueden hacer enraizar sin dificultad bajo vidrio. También se pueden usar estacas de raíz y dividir plantas viejas.

Plumeria (*Plumeria* spp.). Las estacas foliosas de 15 a 20 cm de largo de este arbusto tropical delicado y que se cultiva ampliamente en Hawai, enraizan con facilidad bajo niebla si se tratan con ácido indolbutírico a razón de 2500 ppm. Antes de que aparezcan las hojas nuevas, se pueden cortar ramas terminales sin hojas y plantarse. Las raíces y los tallos crecen con rapidez.

Podocarpus (*Podocarpus* spp.). Estos árboles y arbustos siempre verdes, que tienen un follaje que se asemeja a los tejos (*Taxus*) que son afines a ellos, son buenas plantas para macetas. Se puede propagar por estacas de tallo tomadas a fines de verano.

Potentilla (*Potentilla* spp.). (60) Cinco en rama. Su propagación generalmente se hace por estacas, pero se puede efectuar por semillas o por división. Las estacas se toman desde inicios del verano hasta el otoño. Enraizan mejor con luz, bajo niebla y calor en el fondo. Las hormonas que estimulan el enraizamiento resultan útiles.

Populus spp. Véase Alamo.

Protea spp. (130) Esta planta nativa de Africa del Sur, popular por sus flores cortadas, se propaga por semillas, estacas e injertos. Las estacas enraizan con dificultad, pero responden a los tratamientos con auxina.

Prunus campanulata; *P. sargentii*, *P. serrulata*, *P. sieboldi*, *P. subhirtella*, *P. yedoensis*. Véase Cerezo de flor.

Pseudotsuga menziesii. Véase Abeto Douglas.

Pyrus calleryana. Véase Peral "Bradford".

Pyrus kawakami. Véase Peral siempre verde.

Quercus spp. Véase Roble.

Rhamnus spp. Véase Espino cerval.

Rhus spp. Véase Zumaque.

Robinia pseudoacacia. Véase Acacia falsa.

Roble (*Quercus* spp.). Por lo general se propaga por semilla. Existen amplias variaciones en los requerimientos de germinación de las semillas de roble, en especial entre el grupo de robles negros (que maduran sus semillas en el segundo año) y el de robles blancos (que maduran las bellotas el primer año). Las semillas del grupo de robles blancos presentan poco o ningún letargo y, con pocas excepciones, están listas para germinar tan pronto como maduran en otoño. Las semillas de la mayoría de las especies del grupo de robles negros tienen letargo del embrión, requiriendo de uno a tres meses de estratificación (de 0 a 2 °C) o siembra en el otoño. Las semillas de las siguientes especies germinan sin requerir un periodo de estratificación a temperaturas bajas: *Quercus agrifolia*, *Q. alba*, *Q. arizonica*, *Q. bicolor*, *Q. chrysolepis*, *Q. douglasii*, *Q. garryana*, *Q. lobata*, *Q. macrocarpa*, *Q. montana*, *Q. petraea*, *Q. prinus*, *Q. robur*, *Q. stellata*, *Q. suber*, *Q. turbinella* y *Q. virginiana*.

Las bellotas a menudo son atacadas por gorgojos. El remojo durante 30 min en agua mantenida a 43 °C los destruye.

Las bellotas de muchas especies tienden a perder su viabilidad con rapidez cuando se almacenan en seco a temperatura ambiente. Las semillas de algunas especies se pueden almacenar por varios años sin que pierdan la viabilidad guardándolas en bolsas de polietileno y manteniéndolas a temperaturas entre 1 y 3 °C. Al iniciar el almacenamiento las semillas deben tener de 60 a 70% de humedad. (46)

Para obtener una ramificación lateral de las raíces, que hace a las plántulas más adaptables, se pueden plantar las bellotas en una caja que tenga una malla de cobre unos 15 cm abajo de las semillas. Al entrar en contacto con esta malla, las puntas de las raíces mueren, forzando así el desarrollo de muchas raíces laterales.

Se ha tenido un éxito moderado al injertar de banco a fines de invierno o a principios de primavera, plántulas de roble mantenidas en invernadero. De ordinario se usan los métodos de costado o de empalme, utilizando como púas madera durmiente de un año de edad. Las plántulas que se están cultivando en el vivero ocasionalmente se injertan en la copa en primavera, cuando las plantas empiezan a abrir las hojas. Las púas se toman de madera recolectada cuando está en reposo y almacenada en condiciones frescas y húmedas hasta que se empalme, de hendedura o de corteza. El injerto de yema, por lo general, no ha resultado satisfactorio. Al injertar, sólo se deben usar plántulas de roble negro como patrones de cultivares del mismo grupo y del mismo modo sólo patrones de roble blanco para las cultivares del grupo. Es preferible usar plantas obtenidas de semillas de la misma especie. Aunque algunas especies de robles alejadas botánicamente se unen en forma satisfactoria, por lo general, después se presentan síntomas de incompatibilidad.

Los intentos para propagar robles por estacas o acodos, por lo general, han fracasado, aunque se ha tenido cierto éxito en lograr el enraizamiento de estacas foliosas de madera suave de *Quercus robur* "Fastigata" bajo niebla al exterior a mediados de verano, después de un tratamiento con IBA a razón de 20 000 ppm. (51) Las estacas obtenidas de ciertos árboles madres de *Q. ilex* han enraizado en porcentajes moderados. (38)

Rododendro (*Rhododendron* spp.). (103, 160, 161, 173) Se pueden propagar por semillas, estacas, injertos y acodos. También ha tenido éxito la micropropagación, usando explantes de puntas de tallos. (6)

Propagación por semillas. Las plantas obtenidas por semilla se pueden usar como portainjertos o para la propagación de especies ornamentales. *Rhododendron ponticum* es el principal patrón para injertar. Las semillas se deben recolectar justamente cuando las cápsulas empiezan la dehiscencia y pueden ser almacenadas en seco y sembradas a fines de invierno o a principios de primavera en el invernadero. Las semillas que se van a conservar por periodos largos se deben colocar en frascos sellados y mantenerse a unos 4 °C. Un buen medio de germinación lo constituye una capa de musgo esfagníneo desmenuzado o de vermiculita puestos en una mezcla de arena y turba ácida. Las semillas, muy pequeñas, se siembran cirniéndolas en la superficie del medio y regándolas con una aspersión fina. Las cajas se deben cubrir con vidrio y conservarse siempre sombreadas. Se debe prestar una atención cuidadosa para que se proporcionen humedad y ventilación adecuadas así como que se mantenga una temperatura uniforme de 15 a 21 °C. Las plantas crecen con lentitud, tardando unos 3 meses en alcanzar el tamaño adecuado para trasplantarse. Después de que se han formado 2 o 3 hojas verdaderas se cambian a otra caja y se espacian de 2.5 a 5 cm entre sí, dejándolas allí durante el invierno en un invernadero frío o en camas frías. En la primavera las plantas se pasan al suelo en tierra ácida y para el otoño están listas para ser sacadas y colocadas en macetas en preparación para injertarlas en invierno.

Estacas. (65, 160) Los rododendros se propagan principalmente por estacas, siendo mejor tomarlas de mediados del invierno a otoño, de plantas madres que estén a pleno sol y cultivadas especialmente para este propósito. Sin embargo, las estacas de tallo o de hoja con yema de algunos híbridos, tomadas a mediados del invierno enraizan bien. Se deben remover de las estacas todas las yemas florales. Se necesitan tratamientos con ácido indolbutírico en concentraciones relativamente altas, dando buenos resultados el IBA en talco en concentración del 1 a

2% más un fungicida (Benomyl). Las lesiones en ambos lados de la base de las estacas dan fuerte estímulo al enraizamiento de los rododendros. Un medio de enraice formado por dos terceras partes de musgo esfagníneo turboso y una tercera parte de perlita es adecuado. Se debe aplicar en el fondo calor de 24 °C. El enraizado de estacas de rododendro resulta mejor hacerlo bajo niebla en invernadero y las estacas se deben sacar poco después de que se formen las raíces (unos 3 meses) pues de otro modo éstas se deterioran. Después del enraizado y el trasplante (a musgo turboso alemán más fertilizante), las estacas se deben mantener a unos 4 °C por unos 20 días, después de los cuales se puede elevar la temperatura nocturna a un mínimo de 18 °C. En esta etapa se obtiene una buena respuesta proporcionando luz complementaria para extender la longitud del día. Las plantas iniciadas por estacas, por lo general, crecen con rapidez y no tienen la desventaja del ahijamiento del portainjerto que se presenta en las plantas injertadas.

Injerto. El injerto enchapado de costado tiene mucho éxito. La mejor madera para púas se toma del crecimiento de la estación en curso que sea recto y vigoroso. Después del injerto, las plantas se conservan en estructuras cerradas, con humedad elevada y una temperatura de alrededor de 21 °C hasta que cicatriza la unión de injerto. Después, las plantas se deben cambiar a condiciones más frescas, de 10 a 15 °C y se debe cortar la parte del patrón que quede arriba de la unión de injerto. Una vez que las plantas se han endurecido, se trasplantan a los surcos del vivero en suelo ácido y se cultivan por 2 años, después de los cuales se pueden sacar a la venta.

Acodos. Los rododendros se reproducen con facilidad por acodos de trinchera y simples. Todas las partes de las plantas de rododendros y azaleas son venenosas si se comen.

Romero (*Rosmarinus officinalis* L.). Esta planta que se utiliza para cubierta del terreno, con hojas aromáticas, se propaga con facilidad por estacas foliosas bajo niebla o vidrio y también por semilla.

Rosa de Sharon. Véase Hibisco (*Hibiscus syriacus*).

Rosal (*Rosa* spp.). (34, 76, 96, 156) Todas las cultivares selectas de rosal se propagan por métodos asexuales. El más común de ellos es el injerto de yema en T en patrones vigorosos, aunque a veces se practica el uso de estacas de madera semidura o dura, el injerto de púa, el acodamiento o de hijuelos. La propagación por semillas se utiliza en la crianza de nuevas cultivares, para producir plantas en gran número para proyectos de conservación o jardinería panorámica en masa y en la obtención de portainjertos de ciertas especies, como *R. canina*. La micropropagación de cultivares de rosal ha tenido éxito. (75, 76, 150).

Propagación por semillas. (19) Los frutos del rosal se deben recolectar tan pronto como maduran, pero antes de que la pulpa se vuelva suave y extraer las semillas. Es mejor estratificarlas de inmediato a temperaturas de 2 a 4 °C. Seis semanas son suficientes para *Rosa multiflora*, pero otras, como *R. rugosa* y *R. hugonis*, necesitan de 4 a 6 meses y *R. blanda* 10 meses. (148) Las semillas de *Rosa canina* germinan mejor si se tienen 2 meses en vermiculita húmeda a temperatura ambiente y luego se les transfiere a 0 °C por 2 meses más. Los rosales híbridos usualmente responden mejor a una temperatura de estratificación de 1 a 4 °C durante 60 a 90 días, aunque algunas semillas pueden germinar sin tratamiento de estratificación. Es probable que en las semillas del rosal, la germinación sea impedida tanto por inhibidores que ocurren en las cubiertas de las semillas, como por restricciones mecánicas impuestas por el masivo pericarpio (pared del fruto). (87) Las semillas se pueden sembrar en primavera o en el otoño en semilleros

o en los surcos del vivero. En zonas con inviernos crudos, es probable que las plántulas sean destruidas si tienen menos de 10 cm de altura al iniciarse el tiempo frío.

Estacas de madera dura. Las estacas de madera dura se usan mucho comercialmente para la propagación de portainjertos de rosales y en cierto grado para la propagación de los tipos de crecimiento vigoroso como poliantas, pilares, trepadoras e híbridos perennes. Las rosas de té híbridas y otros rosales similares de floración perenne también se pueden iniciar por estacas, pero se producen plantas más resistentes al frío y a los nematodos si se injertan de yema en patrones vigorosos selectos. En climas benignos, las estacas se toman y se plantan en el vivero en otoño. En zonas con inviernos crudos, las estacas se pueden preparar a fines del otoño o a inicios del invierno, atarse en manojos y almacenarse en musgo turboso o arena húmedos a unos 4 °C hasta la primavera, cuando se plantan en los surcos del vivero. Los patrones están listos para ser injertados de yemas en la primavera, verano u otoño siguiente. Las estacas se hacen de 15 a 20 cm de largo de varas de la estación anterior de 6 a 9 mm de diámetro. Comercialmente, se pasan grandes manojos de estacas por sierras de banda para dejarlas del largo correcto. En la propagación de patrones generalmente se practica el desyemado, quitando todas las yemas excepto 1 a 2 de las superiores para evitar el crecimiento posterior de hijuelos en el vivero.

Estacas de madera suave. las estacas de madera suave se hacen del crecimiento de la temporada en curso desde principios de primavera hasta fines de otoño, dependiendo de la época en que la madera se vuelve parcialmente madura. El enraizamiento es bastante rápido, ocurriendo de 10 a 14 días. Al final de la estación, las estacas se pueden trasplantar a su sitio permanente, colocarse en macetas e invernarlas en una cama fría, o bien, pasarlas a los surcos del vivero para otra temporada de crecimiento. Las cultivares de la mayoría de las rosas miniatura se propagan con facilidad por estacas de madera suave o semidura bajo niebla.

Injerto de yema. De ordinario se usa el método de injerto en T. Las yemas se injertan en patrones de 5 a 10 mm de diámetro. En climas benignos, el injerto de yema puede hacerse durante un periodo largo, desde fines de invierno hasta el otoño, pero en su mayor parte en primavera. Las yemas tempranas efectúan cierto crecimiento durante el verano y producen plantas vendibles para el otoño. Algunos propagadores rompen la parte superior del patrón unas 2 semanas después de haber injertado de yema para forzar el crecimiento de la misma. Después de que la yema ha crecido unos 10 a 20 cm se remueve por completo la parte superior del patrón. En zonas con estaciones de crecimiento más cortas, el injerto de yema se hace en el verano. Las yemas insertadas tarde en el verano crecen poco o permanecen en reposo hasta la primavera siguiente. En este caso, el patrón se corta justamente arriba de la yema a fines del invierno o a principios de primavera, forzando el crecimiento de la yema insertada. Los brotes que salen de las yemas iniciadas en el verano se recortan a 13 mm de largo en la primavera. Entonces el brote crece durante todo el verano siguiente, produciendo para el otoño una planta bien desarrollada. Después de que el brote alcanza unos 15 cm de largo, por lo general, se recorta de 5 a 7.5 cm para forzar el crecimiento de ramas laterales.

La madera para yemas puede obtenerse durante la temporada de injerto del crecimiento de la estación en curso de la cultivar deseada, tomando cada vez sólo lo que se vaya a usar en un día. Es mejor recolectarlas en la mañana temprano quitando las hojas inmediatamente y dejando un pecíolo de unos 6 mm adherido a la yema. Las yemas laterales de los tallos que producen flores son las mejores para injertar y las más convenientes son aquellas gordas, pero en reposo, situadas 3 o 4 nudos abajo de la flor. La madera debe estar en un estado de madurez en que se quiten con facilidad las espinas. Es de importancia usar madera para yemas tomada sólo de

plantas libres de verticillium. Las yemas que proceden de madera enferma pueden infectar con este hongo a cada planta infectada. (137)

Un método alterno para obtener madera para yemas, que se ha usado ampliamente y con éxito, es almacenar madera en reposo a temperaturas ligeramente inferiores al punto de congelación (-1 a 0 °C) hasta la época de injertar. La madera para yemas se recolecta a fines del otoño después de que se han caído las flores y las espinas han tomado un color oscuro. Las hojas se quitan a mano, pero se dejan las espinas intactas. Se cortan varas de 25 a 38 cm de largo, formando con ellas manojos de 30 a 40 piezas. Los manojos se envuelven tan estrechamente, como sea posible en papel impermeable sobre el cual se pone una envoltura húmeda, como de papel periódico mojado. Finalmente, los manojos se cubren con otra capa de papel impermeable.

Las yemas se insertan en las estacas originales y no en el nuevo crecimiento que salga del patrón.

Patrones para cultivares de rosales. (16) La mayoría de los patrones clonales de rosal han estado en uso desde hace muchos años, propagados por estacas. Muchos de ellos son portadores de virus, infectando también a la cultivar que se les injerte. Sin embargo, hay disponibles patrones clonales en los cuales los virus se han eliminado con tratamientos de calor. Manteniendo rosales en maceta en calor seco, de 37 a 38 °C durante 4 a 5 semanas elimina los virus de las plantas infectadas.

Rosa multiflora. Este es un patrón útil, en especial en sus formas sin espinas, para rosales que se planten a la intemperie. Se han desarrollado varias "razas" del mismo, dando algunas de ellas mejores uniones y desarrollo de la yema que otras. Las estacas de esta especie enraizan con facilidad, desarrollan un sistema radical y vigoroso resistente a los nematodos y no ahija en exceso. Se adapta a una amplia gama de condiciones de suelo y clima, pero al parecer no prospera bien en el sur de los EUA. En la parte oriental de los EUA se utilizan plántulas y en la Costa del Pacífico estacas. Con frecuencia, hacia fines de la estación la corteza se vuelve tan gruesa que es imposible injertar de yema.

Rosa canina. Aunque esta especie no ha prosperado bien en las condiciones de los EUA, es el patrón que se usa comúnmente en Europa. Por lo general, se propaga por semilla debido a que las estacas no enraizan con facilidad, aunque también las semillas germinan con dificultad. Las espinas prominentes hacen difícil su manejo. También tiende a ahijar. Las plantas jóvenes formadas con este patrón crecen con lentitud, pero tiene vida larga. *Rosa canina* se adapta a condiciones de sequía y suelos alcalinos.

Rosa chinensis "Glorie de Rosomanes", "Ragged Robin". Este antiguo portainjertos francés es popular en California para rosales cultivados al exterior, resistiendo bien las condiciones de calor y sequía. También es resistente a los nematodos y no ahija si se suprimen las yemas inferiores de las estacas. Este patrón crece uniformemente durante el verano, permitiendo injertar de yema en cualquier tiempo. Su sistema radical fibroso es fácil de trasplantar pero requiere buen drenaje del suelo. Sin embargo, es difícil de propagar y es dañado por la mancha de la hoja. Debido a su susceptibilidad a verticillium no se debe plantar en terrenos que hayan tenido antes tomates o algodonero.

Rosa "Dr. Huey". Este es el patrón principal en Arizona y en los distritos de rosales del sur del Valle de San Joaquín California, reemplazando en gran parte a "Ragged Robin". También

ha dado buenos resultados en Australia. (139) Debido a su corteza delgada, es útil para injertar de yema tarde en la estación. Es muy vigoroso, se adapta bien a condiciones de riego y sus estacas enraizan con facilidad. Es un portainjertos muy bueno para cultivares de crecimiento débil. Sus defectos son ser dañado por temperaturas bajo cero y la susceptibilidad al ataque por la mancha negra, mildiú y verticillium.

Rosa X noisettiana "Manetti". Este es un patrón antiguo, muy popular para rosales forzados en invernadero. También es de valor para rosales enanos y para plantar en suelos arenosos. Se propaga con facilidad por estacas, produce una planta de vigor moderado y es resistente a algunas razas de verticillium. (137)

Rosa odorata (*Odorata 22449*) Rosa té. Este patrón es excelente para patrones forzados en invernadero. En condiciones apropiadas sus estacas enraizan con facilidad y produce un sistema radical grande y simétrico. Se adapta a condiciones de suelo tanto excesivamente secas como muy húmedas. Como no es resistente al frío, sólo se debe usar en áreas con inviernos benignos. Cierta material de propagación de este clon está muy enfermo y no enraiza bien. Las plantas no se adaptan a ser manejadas en almacén frío. Es más susceptible a verticillium que *R. manetti*.

Rosa dumetorum "Laxa". Este patrón es el más usado en Gran Bretaña. Produce pocos hijuelos y empieza a crecer muy pronto en la estación. Se propaga por semillas, a las cuales se da un tratamiento con ácido sulfúrico, seguido por 30 días de estratificación a 24 °C y luego 85 días a 5 °C.

IXL (*Tausendschon / Veilchenblau*). Este patrón se usa principalmente como tronco para rosales de árbol. Es muy vigoroso y no tiene espinas. Sus varas tienden a quemarse con el sol y son algo susceptibles al daño por temperaturas bajas.

Multiflore de la Grifferaie. Este portainjertos es útil como tronco para rosales de árbol, produciendo varas erectas que son muy apreciadas. Es vigoroso, en extremo rústico y resistente a los barrenadores, pero es muy susceptible a ser dañado por los ácaros.

Rosa rugosa. Esta forma, que se usa como portainjertos, produce flores simples de color rojo purpúreo. Para rosales de mata se propaga por estacas y para rosales de árbol por semilla. Su sistema radical es superficial y fibroso y tiende a ahijar mucho, pero las plantas son de vida muy larga. También se usa como el tallo erecto para producir rosales estándar (de árbol).

Propagación de rosales de árbol (estándar). Un método satisfactorio para producir esta forma popular de rosal es emplear *Rosa multiflora* como patrón, que en el primer verano se injerta de yema con IXL, o de preferencia con el portainjertos Grifferaie. A éstos se les da forma erecta y se mantienen libres de hijuelos. En el segundo verano, a una altura de unos 90 cm se insertan en el tronco patrón 3 a 4 yemas de la cultivar de flor deseada. Durante el invierno se suprime la vara que queda arriba de las yemas insertadas. Las yemas se desarrollan durante el verano siguiente, al igual que las yemas del patrón, que deben suprimirse. En el otoño, las plantas pueden sacarse y llevarse a su sitio permanente. Los rosales de árbol a veces se manejan con cepellón envuelto, debido a que durante 2 años se formó un sistema radical extenso en el cual se está desarrollando la copa (Véase la Fig. 10-34).

Propagación de rosales miniatura. (123) Se toman durante todo el año estacas de madera suave o semidura y se ponen a enraizar bajo niebla después de haberlas sumergido en una preparación

en polvo de ácido indolbutírico. Las cultivares de rosales miniatura han sido seleccionadas especialmente para que enraicen con facilidad. Una buena mezcla de enraizamiento se forma con 1/3 de musgo turboso, 1/3 de corteza de abeto y 1/3 de perlita. En condiciones cálidas las estacas enraizan de 3 a 4 semanas.

Salix spp. Véase Sauce.

Sambucus spp. Véase Saúco.

Sequoia sempervirens. Véase Palo rojo de la costa.

Sequoiadendron giganteum. Véase Palo rojo de la sierra.

Sauce (*Salix* spp.). Las semillas de sauce se deben recolectar tan pronto como maduren las cápsulas (cuando han cambiado de color verde al amarillo) y se deben sembrar de inmediato, ya que a temperatura ambiente retienen su viabilidad sólo unos cuantos días. Aun en las condiciones más favorables, el tiempo más largo de almacenamiento es de 4 a 6 semanas. No se presenta letargo, ocurriendo la germinación 12 a 24 h después de plantadas si las semillas se mantienen constantemente húmedas. Es difícil multiplicar sauces por semilla en cantidades grandes.

Los sauces enraizan con tanta facilidad por estacas de tallo o de raíz que hay poca necesidad de usar otros métodos. Las estacas de madera dura, plantadas al comienzo de la primavera enraizan con prontitud.

Saúco (*Sambucus* spp.). La propagación por semillas es difícil debido a que se presentan complejas condiciones de letargo que afectan tanto a la cubierta de las semillas como al embrión. Probablemente el mejor tratamiento consiste en dar un periodo de estratificación cálida (de 21 a 30 °C), húmeda, durante 2 meses seguida por un periodo de 3 a 5 meses de estratificación en frío a 4 °C. Estas condiciones se pueden obtener naturalmente sembrando las semillas a fines del verano, debiendo germinar en la primavera siguiente.

Como las estacas de madera suave enraizan con facilidad si se toman en primavera o verano, raramente se propaga por semilla.

Serbal (*Sorbus* spp.). (101) Las semillas se deben recolectar tan pronto como los frutos maduren y separar las partes carnosas tan pronto como los frutos maduren y separar las partes carnosas para eliminar los inhibidores. Para lograr una buena germinación, las semillas necesitan estratificarse cuando menos por 2 meses a unos 5 °C. Las estacas no enraizan y el acomodamiento es difícil. El injerto de yema en otoño o el injerto de banco (de ensamble) tiene éxito. Es mejor injertar las cultivares selectas en portainjertos de su misma especie obtenidos de semilla, aunque las plántulas de *S. aria*, *S. aucuparia* y *S. cuspidata* (Serbal europeo de montaña), parecen ser portainjertos satisfactorios para otras especies.

Sicómoro. Véase Plátano falso.

Spiraea (*Spiraea* spp.). Spiraea se propaga usualmente por estacas aunque algunas especies, como *S. thunbergi*, se inician con mayor facilidad por semilla, las cuales no debe permitirse que se sequen. Las estacas de madera suave con hojas tomadas a mediados del verano y puestas a enraizar bajo humedad elevada, por lo general, tienen éxito. A menudo los tratamientos con alguna de las sustancias que estimulan el enraizamiento ayudan considerablemente. Algunas especies, como *S. vanhouttei*, se pueden iniciar con facilidad por estacas de madera dura, plantadas temprano en primavera.

Symphoricarpos. Véase Baya de nieve.

Syringa spp. Véase Lila.

Tabachín (*Delonix regia* [Bajer.] Raf.). Flamboyán. Este espectacular árbol florífero tropical se propaga por semillas. La germinación es rápida cuando para ablandar las cubiertas de las semillas éstas se tratan vertiendo sobre ellas agua hirviendo o remojándolas en ácido sulfúrico concentrado durante 1 h.

Tártago japonés. Véase *Pachysandra*.

Tamariz (*Tamarix* spp.). Se propaga por estacas de madera dura, de unos 30 cm de largo, plantadas profundo y que enraizan con facilidad. Las estacas de madera suave tomadas a principios del verano también enraizan con facilidad bajo vidrio o niebla.

Taxodium distichum. Véase Ciprés calvo.

Taxus spp. Véase Tejo.

Tejo (*Taxus* spp.). (37, 142, 171) La mayoría de las selecciones clonales de tejo se propagan por estacas, las cuales enraizan con facilidad. La propagación por semillas se usa poco, debido a la variación en la descendencia, las complicadas condiciones de letargo de la semilla y el lento crecimiento de las plántulas. En aquellas cultivares que son, en particular, difíciles de propagar por estacas se practica el injerto de costado o enchapado de costado, usando como portainjertos estacas que enraizan con facilidad.

Propagación por semillas. En la práctica comercial este método de propagación está limitado casi por completo al tejo japonés, *Taxus cuspidata*, que se produce con bastante fidelidad por semilla si se localizan plantas aisladas como fuentes de semilla. Se cree que las semillas importadas de Japón producen una descendencia uniforme.

Para lograr una buena germinación, las semillas se deben someter a un período de estratificación cálida a 20 °C en un musgo turboso húmedo o en otro medio durante 3 meses, seguido por 4 meses a una temperatura más baja (5 °C). El crecimiento de las plántulas es muy lento. Para obtener una planta de tamaño vendible de tejo japonés se necesitan 2 años de crecimiento en el semillero, seguidos por 2 años en cama de trasplante y luego de 3 a 4 años en los surcos del vivero.

Estacas. Las estacas de *Taxus* se pueden enraizar en el exterior en camas frías o en invierno bajo niebla, obteniéndose resultados más rápidos en este último.

Para la cama fría, se hacen temprano en el otoño estacas más bien largas, de 20 a 25 cm, del crecimiento nuevo con una sección de madera vieja en la base. Las estacas de tejo parecen que responden bien al tratamiento con sustancias que inducen el enraizamiento, siendo en particular efectivo el ácido indolbutírico en concentraciones relativamente elevadas.

Las estacas se pueden conservar en camas cerradas durante el invierno. En climas con invierno crudo, las camas se deben conservar cerradas, en especial cuando el suelo está congelado pero brilla el Sol. El enraizamiento se efectúa con lentitud en la primavera y verano siguientes.

Para propagación en invernadero, las estacas se deben tomar a principios del invierno después de que han ocurrido varias heladas y se ponen a enraizar en arena, bajo niebla, con calor en el fondo de unos 21 °C y temperatura del aire de alrededor de 10 a 13 °C. El enraizamiento en el invernadero sólo tarda unos 2 meses, pero las estacas no se deben sacar demasiado pronto,

debiendo dar tiempo a que se desarrollen raíces secundarias de las raíces primarias que se formaron antes. Se tienen pruebas (cuando menos en *T. cuspidata expansa* de que las estacas tomadas de plantas masculinas enraizan con más facilidad que las obtenidas de plantas femeninas (las que producen frutos). (29) Las bayas y el follaje son muy venenosos si se comen.

Telopea speciosissima. Véase Wararah.

Thuja spp. Véase Tuya.

Tilia spp. Véase Tilo.

Tilo (*Tilia* spp.). (52, 159) Las semillas tienen un embrión en letargo más una cubierta impermeable de las semillas, que en algunas especies está rodeada por un pericarpio duro y resistente. Esas semillas germinan con lentitud y dificultad. Se puede obtener una germinación bastante buena removiendo el pericarpio, ya sea por medios mecánicos o remojando las semillas en ácido nítrico concentrado durante 30 min a 2 h, enjuagando prolijamente y secándolas. Después se remojan durante unos 15 min en ácido sulfúrico concentrado para rayar las cubiertas se estratifican durante 4 meses a 2 °C. De otra manera, se puede usar estratificación cálida (de 15 a 27 °C) por 4 o 5 meses, seguido por un periodo igual a temperaturas de 2 a 4 °C. Recolectando las semillas del árbol, justamente cuando sus cubiertas toman por completo color pardo (pero antes de que se caigan y sus cubiertas se vuelvan duras y secas), sembrándolas de inmediato se ha obtenido una germinación.

Los hijuelos que salen de tocones de árboles que se han cortado hasta el nivel del suelo, se han acodado con éxito de montículo y se han hecho enraizar estacas de madera suave tomadas de ellos.

La propagación de clones selectos por estacas o por injerto es lenta y difícil, pero se han obtenido buenos resultados haciendo a fines de verano injertos en T en patrones de la misma especie obtenidos de semilla. (52)

Toyon. Véase Heteromeles.

Trachelospermum jasminoides. Véase Jasmín de estrella chino.

Arbol del té. Véase Leptospermum.

Trompeta trepadora (*Campsis* spp.). Esta enredadera usualmente se propaga por estacas, pero también se pueden usar las semillas. Con este último método, la estratificación por 2 meses a temperaturas de 4 a 10 °C acelera pero no aumenta la germinación. Las estacas tanto de madera suave como dura enraizan con facilidad. *C. radicans* se puede iniciar por estacas de raíz. El acodado también da buenos resultados.

Trueno (*Ligustrum* spp.). Se propaga fácilmente por semillas. Las semillas limpiadas se deben estratificar antes de la siembra durante 2 a 3 meses a temperaturas de 0 a 10 °. Las estacas de madera dura de la mayoría de las especies plantadas en primavera enraizan con facilidad, al igual que las estacas de madera suave puestas a enraizar bajo vidrio en el verano. El trueno japonés (*L. japonicum*) es un poco difícil de iniciar por estacas, obteniéndose los mejores resultados de brotes terminales en crecimiento activo más bien que de madera más madura.

Tsuga (*Tsuga* spp.). Se propaga con facilidad por semilla. El letargo de las semillas es variable, presentándose en algunos lotes pero no en otros. Para asegurar una buena germinación es

aconsejable estratificar las semillas durante 2 a 4 meses a unos 4 °C. Por lo general, las siembras hechas al exterior en el otoño germinan satisfactoriamente en primavera. Las plántulas se deben sombrear en forma parcial durante la primera estación. Las estacas de tsuga son algo difíciles de hacer enraizar, pero se han reportado buenos resultados con estacas tomadas en toda las épocas del año. Al parecer responden a los tratamientos con sustancias que estimulan el enraizamiento. El acodado también tiene éxito.

Tulípero (*Liriodendron tulipifera* L.). (124) Alamo Amarillo. La propagación por semilla es algo difícil. Con polinización cruzada artificial se obtiene un porcentaje elevado de semillas "llenas". Las semillas se deben estratificar alrededor de unos 2 meses antes de la siembra y no se deben dejar secar. Se han obtenido buenos resultados con una variación diaria de la temperatura de estratificación entre 0 y unos 10 °C, aunque una temperatura constante de unos 4 °C quizá sea igualmente satisfactoria. Con la siembra en otoño y estratificación a la intemperie durante el invierno, también se ha obtenido una buena germinación. Las semillas de esta especie a menudo carecen de embrión, de tal manera que se deben hacer pruebas de corte de cada semilla. Aunque no se hace comercialmente a menudo, se han obtenido buenos porcentajes de enraizamiento con estacas de tallo con hojas plantadas en verano. Las estacas de raíz también resultan buenas y la propagación por injertos de púa y de yema se ha hecho con éxito.

Los tulíperos jóvenes son muy difíciles de trasplantar de tal manera que siempre se les debe propagar en recipientes o trasplantarse de los surcos del vivero con cepellón envuelto.

Tuya (Americana [*Thuja occidentalis* L.] y oriental [*T. orientalis* L.])

Propagación por semilla. La germinación es relativamente fácil pero puede ayudar estratificar las semillas durante 60 días a unos 4 °C.

Estacas

Thuja occidentalis. Las estacas se pueden hacer enraizar a mediados del invierno bajo niebla en el invernadero. A menudo se encuentra que el mejor enraizamiento se logra con estacas tomadas de plantas más viejas que ya no están creciendo con rapidez. Las estacas deben tener unos 20 cm de largo y se pueden tomar ya sea de ramas terminales suculentas en crecimiento activo o de ramas laterales más maduras de varios años de edad. El lesionado y el tratamiento con sustancias estimuladoras del enraizamiento son benéficos. No se debe usar sombra.

También es posible hacer las estacas a mediados del verano y hacerlas enraizar a la intemperie en una estructura cerrada y con sombra. Deben tener varios centímetros de largo y ser del crecimiento de la estación en curso con madera algo madura en la base. Deben estar enraizadas para el otoño.

Thuja orientalis. A menudo es más difícil hacer enraizar las estacas de esta especie que aquellas de *T. occidentalis*. Aquellas pequeñas, tiernas, de varios centímetros de largo, tomadas a fines de primavera se pueden hacer enraizar bajo niebla si se tratan con sustancias que estimulan el enraizamiento. (170)

Injerto. Se usa el injerto de costado para propagar clones selectos de *T. orientalis*, usando como patrones plántulas de 2 años de edad de *T. orientalis* cultivadas en macetas. El injerto se hace en el invernadero a fines del invierno. Una vez injertadas, las plantas en macetas se colocan en bancos abiertos y llenos de musgo turboso húmedo, justo hasta cubrir la unión de injerto. Las plantas injertadas deben estar listas a mediados de primavera para sacarlas al campo y que continúen su desarrollo.

Ulmus spp. Véase Olmo.

Viburnum (*Viburnum* spp.). (10, 13, 119) Este grupo grande de arbustos muy apreciados se puede propagar por diversos métodos incluyendo por semillas, estacas, injerto y acodado. Cuando menos una especie (*V. dentatum*) se propaga con facilidad por estacas de raíz.

Propagación por semillas. Las semillas de viburnum presentan condiciones de letargo bastante complicadas. Las de algunas especies, como *V. sieboldi*, germinan después de un solo periodo ordinario de estratificación a baja temperatura (4 °C), pero la mayoría de las especies requieren un periodo de 2 a 9 meses a temperaturas elevadas (20 a 30 °C), seguidas por un periodo de 2 a 4 meses a temperatura baja (4 °C). Las temperaturas iniciales elevadas causan la formación de la raíz y la temperatura baja subsecuentemente la formación del brote. La estratificación en frío sola no conduce a la germinación. Esos tratamientos bastante exigentes se pueden dar mejor plantando las semillas en verano o a principios del otoño (cuando menos 60 días antes del inicio del invierno), lo cual satisface los requerimientos iniciales de temperaturas elevadas. El periodo invernal siguiente completa las exigencias de baja temperatura. Con frecuencia, recolectando las semillas temprano, antes que se hayan desarrollado las cubiertas duras de las semillas, se acelera la germinación. Las semillas de viburnum se pueden conservar de uno a dos años si se guardan en recipientes sellados y se almacenan a temperaturas apenas superiores al punto de congelación. *V. lantana*, *V. opulus* y *V. rhytidophyllum* comúnmente se propagan por semilla.

Estacas. Aunque algunas especies de viburnum (*V. opulus*, *V. dentatum* y *V. trilobum*) se pueden propagar por estacas de madera dura, la mayoría de las especies se propagan con éxito por estacas de madera suave enraizadas en arena o perlita bajo vidrio o niebla. Las estacas suaves, suculentas, tomadas a fines de primavera enraizan mejor que aquellas tomadas de tejidos más maduros a mediados del verano, pero es más probable que estas últimas produzcan plantas fuertes que sobrevivan durante el invierno siguiente. Los tratamientos con ácido indolbúrfico son de utilidad. Uno de los principales problemas que se presentan con las estacas de viburnum es lograr que sigan creciendo después de enraizadas. Las estacas hechas de material suculento, en desarrollo rápido, a menudo mueren unas cuantas semanas después de haberlas puesto en macetas. Este problema puede superarse no sacando las estacas demasiado pronto, dejando que se forme un sistema radical secundario, que resista mejor el choque del trasplante. También puede ayudar proporcionar a las estacas una solución nutriente unos 10 días antes de que se vayan a sacar. Asimismo es de utilidad colocar las estacas enraizadas bajo luz artificial para aumentar la longitud del día. Las estacas de algunas especies enraizan con mayor facilidad que las de otras. Por ejemplo, *Viburnum carlesii* enraiza con dificultad, pero *V. burkwoodii*, *V. l rhytidophylloides*, *V. lantana*, *V. sargentii* y *V. plicatum*, forma *tomentosum* enraizan con facilidad.

Injerto. Los tipos selectos de viburnum a menudo se propagan injertándolos en estacas enraizadas, acodos o plántulas de *V. dentatum* o *V. lantana*. Con frecuencia, los viburnum injertados crecen formando plantas más vigorosas que aquellos iniciados por estacas. *V. opulus* "Roseum" forma *tomentosum* es achaparrada cuando se injerta en estacas de *V. opulus* "Nanum". Es importante suprimir todas las yemas de los patrones a fin de que después no ahíjen. Los portainjertos se plantan en macetas en el otoño y se llevan al invernadero, en donde se injertan a mediados de invierno con el método de costado, usando madera con yemas en reposo. Después de injertadas, las plantas en macetas se colocan en una estructura cerrada, cubierta con vidrio, con las uniones enterradas en musgo turboso húmedo.

El injerto se puede hacer también a fines de verano, usando portainjertos cultivados en macetas y material para púas que ha dejado de crecer y se ha endurecido. Las plantas injertadas se meten en musgo turboso ligeramente húmedo en estructuras cerradas del invernadero hasta que cicatrizan las uniones de injerto, después de lo cual se llevan al exterior, colocándolas en camas frías cubiertas con vidrio a fin de que se endurezcan para el invierno.

Acodos. Se usa ampliamente el acodo simple, en especial en Europa, para propagar la mayoría de las especies de *viburnum*. La madera del crecimiento de la estación anterior produce raíces en 18 a 24 meses si se acoda en primavera. Ciertas especies es mejor acodarlas a medianos del verano, usando madera del crecimiento en curso.

Waratah (*Telopea speciosissima*). Las semillas de este arbusto nativo de Australia con hermosas flores semejantes en crisantemos germinan con facilidad, pero las plántulas son difíciles de trasplantar y cultivar fuera de su ambiente nativo. Requiere suelos en extremo pobres en fósforo.

Weigela (*Weigela* spp.). Este arbusto se propaga con facilidad por estacas de madera dura plantadas temprano en primavera o por estacas de puntas de madera suave tomadas en cualquier tiempo, desde primavera hasta el verano. El tratamiento con ácido indolbutírico estimula el enraizamiento.

Wisteria (*Wisteria* spp.). Las wisterias se pueden propagar por estacas de madera suave bajo vidrio o niebla, tomadas a mediados del verano. El tratamiento con ácido indolbutírico a menudo ayuda al enraizamiento. Algunas especies se pueden iniciar por estacas de madera dura colocadas en el invernadero en la primavera. El acodado simple de varas largas es bastante efectivo. Los tipos selectos con frecuencia se injertan en estacas enraizadas de tipos menos deseados. Los hijuelos que salen de las plantas injertadas se deben suprimir con prontitud. Las wisterias no se trasplantan con facilidad, de tal modo que las plantas jóvenes de vivero se inician en recipientes. Las semillas y las vainas son venenosas si se comen.

Xylosoma congestum (Lour.) Merr. (97) Se propaga haciendo enraizar estacas con hojas, tomadas a fines del verano o inicios del otoño, en estructuras cerradas, usando la primera y segunda estaca subterminales de la rama. Las estacas se sumergen en IBA a 5000 ppm, y se hacen enraizar en una mezcla de 1:3 de musgo turboso y perlita con calor en el fondo (21 °C). Los resultados obtenidos bajo niebla han sido contradictorios. Las estacas enraizadas se deben endurecer en un invernadero fresco y húmedo.

Zumaque (*Rhus* spp.). Los zumaques comunmente se propagan por semillas que se recolectan en el otoño y no se deben dejar secar. Para obtener una germinación pronta, antes de la siembra se deben remojar de 1 a 6 h en ácido sulfúrico concentrado, dependiendo de la especie y luego plantarse a la intemperie en otoño o estratificarse durante 2 meses a unos 4 °C. Sin embargo, no todas las especies tienen letargo del embrión y en ocasiones se omite el último tratamiento (como en *R. ovata* y *R. integrifolia*). Algunas especies, como *R. aromatica*, no necesitan pretratamiento y germinan sembrándolas en otoño. Algunas de las plantas de zumaque sólo producen flores femeninas y, otras, sólo masculinas, mientras que otras tienen flores de ambos tipos en la misma planta. Para asegurar la fructificación, se deben propagar asexualmente plantas de este último tipo. Cuando se propagan por semilla, muchas de las plántulas producidas no fructifican.

Para aquellas especies que ahijan mucho, como *R. thyphina* y *R. copallina* se pueden usar estacas de raíz de varios centímetros de largo plantadas en los surcos del vivero de primavera. Las estacas de madera suave, cuando menos algunas especies, como *R. aromatica*, tomadas a mediados del verano, enraizan bien bajo plástico si se tratan con IBA al 1% mezclado con captano al 50% en proporción de 1:1.

BIBLIOGRAFIA

1. Ackerman, W. L., and Seaton, G. A. 1969. Propagating the Bradford pear from cuttings. *Amer. Nurs.* 130(7):8.
2. Afanasiev, M. 1937. A physiological study of dormancy in seed of *Magnolia acuminata*. N.Y. (Cornell) *Agr. Exp. Sta. Mem.* 208.
3. ———. 1943. Germinating *Nandina domestica* seeds. *Amer. Nurs.* 78(9):5-6.
4. Aldhous, J. R. 1972. *Nursery practice*. London: Her Majesty's Stationary Office.
5. Allen, G. S., and J. N. Ownes. 1972. *The life history of douglas fir*. Ottawa, Canada: Forestry Service, Environment Canada.
6. Anderson, W. C. 1978. Rooting of tissue-cultured rhododendrons. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:135-39.
7. Andison, A., S. Arrowsmith, and M. Crown. 1974. Rooting cuttings of Douglas fir "plus" trees. *The Plant Propagator* 20(1):4-12.
8. Argles, G. K. 1969. Propagating maples (*Acer* species). *Nurs. and Gard. Cent.* 148(5):129-33; 148(6):199-201.
9. ———. 1969. The propagation of magnolias. *Nurs. and Gard. Cent.* 148(10):361-65; 148(11):399-406.
10. Barton, L. V. 1958. Germination and seedling production in species of *Viburnum*. *Proc. Plant Prop. Soc.* 8:126-34.
11. Bhella, H. S. 1975. Some factors affecting propagation of Douglas fir. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:420-24.
12. ———. 1977. Propagation of river birch (*Betula nigra* L.) by stem cuttings. *The Plant Propagator* 23(2):5-7.
13. ———. 1980. Vegetative propagation of viburnum, cvs. Alleghany, Mohican, and Onondaga. *The Plant Propagator* 26(3):5-9.
14. Boddy, R. M. 1975. Propagation of *Mahonia aquifolium*. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:68-71.
15. Brydon, P. H. 1964. The propagation of deciduous azaleas from cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:272-76.
16. Buck, G. J. 1951. Varieties of rose understocks. *Amer. Rose Ann.* 36:101-16.
17. Bunker, E. J. 1975. Germinating palm seed. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:377-78.
18. Cameron, R. J. 1968. The propagation of *Pinus radiata* by cuttings. *New Zealand Jour. For.* 13:78-89.
19. Carter, A. R. 1969. Rose rootstocks—performance and propagation from seed. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 19:172-80.
20. ———. 1979. Daphne propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:248-51.
21. Carville, L. 1967. Propagation of Knaphill azaleas from softwoods. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 17:255-58.
22. ———. 1975. Propagation of *Acer palmatum* cultivars from hardwood cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:39-42.
23. Caulfield, H. W. 1976. Pointers for successful germination of palm seed. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:402-5.
24. Chandler, G. P. 1969. Rooting daphnes from cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 19:205-6.
25. Chase, H. H. 1964. Propagation of Oriental magnolias by layering. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:67-69.

26. Chaturvedi, A., K. Sharma, and P. N. Prasad. 1978. Shoot apex culture of *Bougainvillea glabra* 'Magnifica'. *HortScience* 13(1):36.
27. Chang, T. Y., and T. H. Vogue. 1977. Regeneration of Douglas fir plantlets through tissue culture. *Science* 198:306-7.
28. Chu, K., and W. S. Cooper. 1950. An ecological reconnaissance in the native home of *Metasequoia glyptostroboides*. *Ecology* 31:260-78.
29. Coggeshall, R. C. 1960. Whip and tongue grafts for dogwoods. *Amer. Nurs.* 111(2):9, 56, 59.
30. ———. 1977. Propagating French hybrid lilacs by softwood cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:442-44.
31. Cohen, M. A. 1975. Vegetative propagation of *Pinus strobus* by needle fascicles. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:413-19.
32. Corns, W. G., and R. J. Schraa. 1962. Dormancy and germination of seeds of silverberry (*Elaeagnus commutata* Bernh.). *Can. Jour. Bot.* 40:1051-55.
33. Costin, J. J. 1977. Production of eucalyptus. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:44-48.
34. Crockett, J. U. 1971. *Roses*. New York: Time-Life Books.
35. Cumming, W. A. 1964. *Crataegus* rootstock studies. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:146-49.
36. Curtis, W. J. 1962. The grafting of Koster spruce, *Cedrus atlantica* 'Glauca', copper beech, and variegated dogwood. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 12:249-53.
37. Davidson, H., and A. Olney. 1964. Clonal and sexual differences in the propagation of *Taxus*. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:156-62.
38. Deen, J. L. W. 1974. Propagation of *Quercus ilex* by cuttings. *The Plant Propagator* 20(3):18-20.
39. Deering, T. 1979. Bench grafting of *Betula* species. *The Plant Propagator* 25(3):8-9.
40. deRigo, H. T., and W. O. Hawley. 1966. Effect of time of rhizomatous propagation of a temperate zone bamboo on shoot growth. *Agron. Jour.* 58:401-2.
41. de Wilde, R. 1964. Production and breeding of lilacs. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:107-13.
42. Donnelly, J. R., and H. W. Yawney. 1972. Some factors associated with vegetatively propagating sugar maple by stem cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 22:413-31.
43. Ecke, P., and O. A. Matkin. 1976. *The poinsettia manual*. Encinitas, Calif.: Paul Ecke Poinsettias.
44. Eichelser, J. E. 1978. Propagation of kalmia. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:133-35.
45. Einert, A. E. 1974. Propagation of dwarf crape myrtles. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 24:370-73.
46. Farmer, R. E., Jr. 1975. Long term storage of northern red and scarlet oak seed. *The Plant Propagator* 20(4) and 21(1):11-14.
47. Evison, R. J. 1977. Propagation of clematis. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:436-40.
48. ———. 1979. *Making the most of clematis*. Nottingham, England: Floraprint.
49. Fazio, S. 1964. Propagating *Eucalyptus* from cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:288-90.
50. Fins, L. 1980. Propagation of giant sequoia by rooting cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:127-32.
51. Flemer, W., III. 1962. The vegetative propagation of oaks. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 12:168-71.

52. ———. 1980. Linden propagation—a review. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:333-36.
53. Fleming, R. A. 1962. Rootstocks for ornamental trees. *Rpt. Hort. Exp. Sta. and Prod. Lab.* (Vineland, Ontario), pp. 46-49.
54. ———. 1978. Propagation of holly in Southern Ontario. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:553-57.
55. Fordham, A. J. 1968. *Cedrus deodara* 'Kashmir' and its propagation by cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 18:319-21.
56. ———. 1972. Vegetative propagation of *Albizia*. *Amer. Nurs.* 128(4):7, 63.
57. ———. 1977. Propagation of *Kalmia latifolia* by cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:479-83.
58. ———. 1977. *Pieris floribunda* and its propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:495-97.
59. Fox, B. S. 1972. Propagation of cotoneasters. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 22:213-18.
60. Freeland, K. S. 1977. Propagation of potentilla. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:441-42.
61. Fuller, C. W. 1979. Container production of *Euonymus alata* 'Compacta'. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:360-62.
62. Girouard, R. M. 1971. Vegetative propagation of pines by means of needle fascicles—a literature review. *Inform. Rpt. Dept. Environ., Can. For. Ser., Quebec.*
63. ———. 1973. Rooting, survival, shoot formation, and elongation of Norway spruce stem cuttings as affected by cutting types and auxin treatments. *The Plant Propagator* 19(2):16-17.
64. Goddard, A. N. 1970. Grafting Japanese maples. *The Plant Propagator* 16(4):6.
65. Goreau, T. 1980. Rhododendron propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:532-37.
66. Greever, P. T. 1979. Propagation of *Heteromeles arbutifolia* by softwood cuttings or by seed. *The Plant Propagator* 25(2):10-11.
67. Grossbechler, F. 1981. Mass production of eucalyptus seedlings by direct sowing method. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31:276-79.
68. Hamilton, D. F., and P. L. Carpenter. 1977. Seed germination of *Myrica pennsylvanicum* L. *HortScience* 12(6):565-66.
69. Hand, N. P. 1978. Propagation of lilacs. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:348-50.
70. Hare, R. C. 1979. Modular air layering and chemical treatments improve rooting of Loblolly pine. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:446-54.
71. Harris, R. E. 1961. The vegetative propagation of *Amelanchier alnifolia*. *Can. Jour. Plant Soc.* 41:728-31.
72. Hartline, J. B. 1970. Holly propagation. *Amer. Hort. Mag.* 49(4):213-18.
73. Hartmann, H. T. 1967. 'Swan Hill': a new fruitless ornamental olive. *Calif. Agr.* 21(1):4-5.
74. Hasegawa, P. M. 1979. *In vitro* propagation of rose. *HortScience* 14:610-12.
75. ———. 1980. Factors affecting shoot and root initiation from cultured rose shoot tips. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 105(2):216-20.
76. Hasek, R. F. 1980. Roses. In *Introduction to floriculture*, R. A. Larson, ed. New York: Academic Press.
77. Heit, C. E. 1972. Propagation from seed: Growing larches. *Amer. Nurs.* 135(8):14-15, 99-110.
78. Henny, J. 1963. Exbury azaleas. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 13:231-33.
79. Hicks, H. E. 1956. The propagation of tree peonies. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 6:31-33.

80. Hildreth, W. R. 1969. The propagation of manzanitas by cuttings. *Jour. Calif. Hort. Soc.* 30(2):45-47, 53.
81. Hill, J. B. 1962. The propagation of *Juniperus chinensis* in greenhouse and mist bed. *Proc. Plant Prop. Soc.* 12:173-78.
82. Hill, S. R., and W. J. Libby. 1969. Outdoor rooting of *Pinus radiata*. *The Plant Propagator* 15(4):13-16.
83. Hinesley, L. E., and F. A. Blazich. 1980. Vegetative propagation of *Abies fraseri* by stem cuttings. *HortScience* 15(1):96-97.
84. Hume, E. P., and P. Owens. 1970. Rooting of hybrid lilac cuttings in outdoor beds. *The Plant Propagator* 16(2):14-17.
85. Huss-Danell, K., L. Eliasson, and I. Öhberg. 1980. Conditions for rooting of leafy cuttings of *Alnus incana*. *Phys. Plant.* 49:113-16.
86. Iseli, J., and D. Howse. 1981. New cultivars of *Picea pungens glauca*—their attributes and propagation. *The Plant Propagator* 27(1):5-8.
87. Jackson, G. A. D., and J. B. Blundell. 1963. Germination in *Rosa*. *Jour. Hort. Sci.* 38:310-20.
88. Jaynes, R. A. 1975. *The laurel book*. New York: Hafner Press.
89. ———. 1976. Mountain laurel selections and how to propagate them. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:233-36.
90. Joley, L. 1960. Experiences with propagation of the genus *Pistacia*. *Proc. Plant Prop. Soc.* 10:287-92.
91. Kelley, J. D., and J. E. Foret, Jr. 1977. Effect of timing and wood maturity on rooting of cuttings of *Cotinus coggygria* 'Royal Purple'. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:445-48.
92. Kiang, Y. T., O. M. Rogers, and R. B. Pike. 1974. Rooting Mugho pine cuttings. *HortScience* 9(4):350.
93. Kiem, S. C. 1961. Propagation of palms. *Amer. Hort. Mag.* 40:133-37.
94. Klapis, A. J., Jr. 1964. Grafting junipers. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 15:340-41.
95. Kofranek, A. M., and R. Larson, eds. 1975. *Growing azaleas commercially*. Berkeley, Calif.: Div. Agr. Sci., Univ. Calif.
96. Krussmann, G. 1981. *The complete book of roses*. Forest Grove, Ore.: Timber Press.
97. Kubo, E. 1965. Propagation of *Xylosma congestum*. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 15:340-41.
98. Lamb, J. G. D. 1970. Trials on propagation of *Chamaecyparis* at Kinsealy. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 20:334-38.
99. ———. 1976. The propagation of understocks for *Hamamelis*. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:127-30.
100. Larson, R. A., J. W. Love, D. L. Strider, R. K. Jones, J. R. Baker, and K. F. Horn. 1978. *Commercial poinsettia production*. Raleigh, N.C.: Dept. Agr. Inf., N.C. State Univ.
101. Lawyer, D. A. 1968. Propagating *Sorbus*. *Amer. Nurs.* 127(2):7, 54, 56, 58, 60.
102. Lanphear, F. O. 1963. The seasonal response in rooting of evergreen cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 20:334-38.
103. Leach, D. G. 1965. Efficient production of rhododendrons. *Amer. Nurs.* 122(9):7, 36, 46.
104. Lebens, N. A. 1979. Vegetative propagation of poinsettia without mist. *The Plant Propagator* 25(1):10-11.
105. Lee, F. P. 1965. *The azalea book* (2nd ed.). Princeton, N.J.: D. Van Nostrand.
106. Leiss, J. 1969. *Hamamelis* propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 19:349-52.

107. Li, Hui-Lin. 1961. Ginkgo—the maidenhair tree. *Amer. Hort. Mag.* 40:239-49.
108. Libby, W. J., and M. T. Conkle. 1966. Effects of auxin treatment, tree age, tree vigor, and cold storage on rooting young Monterey pine. *For. Sci.* 12:484-502.
109. Mahlstedt, C. 1962. A new technique in grafting blue spruce. *Proc. Plant Prop. Soc.* 12:125-26.
110. March, S. G. 1959. Propagating Ghent and Mollis azaleas. *Amer. Nurs.* 110(12):98-101.
111. Marden, L. 1980. Bamboo, the giant grass. *National Geographic* 158(4):502-29.
112. Martens, O. 1971. Palms—propagation, production, and uses. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 21:110-18.
113. Mergen, R., and B. A. Simpson. 1964. Asexual propagation of pines by rooting leaf fascicles. *Silvae Genet.* 13(5):125-64.
114. McCahon, W. 1964. Propagation of hydrangeas. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:253-54.
115. McClure, F. A. 1966. *The bamboos: A fresh perspective.* Cambridge, Mass.: Harvard Univ. Press.
116. McCown, B., and R. Amos. 1979. Initial trials with micropropagation of birch selections. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:387-93.
117. McDaniel, J. D. 1964. A look at some hackberries. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:143-46.
118. MacDonald, B. 1974. Camellia propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 24:152-54.
119. McMillan-Browse, P. D. A. 1970. Notes on the propagation of viburnums. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 20:378-86.
120. ———. 1971. Propagation of *Aesculus*. *The Plant Propagator* 17(2):4-6.
121. Mirov, N. T. 1967. Morphology and reproduction. Chapter 5 in *The genus Pinus*. New York: Ronald Press.
122. Moore, J. C. 1963. Propagation of chestnuts and camellias by nurse seed grafts. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 13:141-43.
123. Moore, R. S. 1981. Miniature rose production. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:54-60.
124. Morsink, W. A. G. 1974. Propagation of hardy strains of tulip trees (*Liriodendron tulipifera* L.) for southern Ontario. *The Plant Propagator* 20(3):14-15.
125. Myers, J. R., and S. M. Still. 1979. Propagating London plane tree from cuttings. *The Plant Propagator* 25(3):8-9.
126. Nagao, M. A., K. Kanegawa, and W. S. Sakai. 1980. Accelerating palm seed germination with gibberellic acid, scarification, and bottom heat. *HortScience* 15(2):200-201.
127. Nienhuys, H. C. 1981. Propagation of deciduous azaleas. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:457-59.
128. Nordine, R. M. 1952. Collecting, storage, and germination of maple seed. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 2:62-64.
129. Orton, E. R., Jr., S. H. Davis, Jr., and L. M. Vasvary. 1966. Growing American holly in New Jersey. *N.J. Agr. Ext. Bul.* 388.
130. Parvin, P., R. A. Criley, and R. M. Bullock. 1973. Proteas: Developmental research for a new cut flower crop. *HortScience* 8(4):299-303.
131. Penfold, A. R., and I. L. Willis. 1961. *The Eucalypts: Botany, cultivation, chemistry and utilization.* New York: Interscience.
132. Phipps, H. M., D. A. Belton, and D. A. Netzer. 1977. Propagating cuttings of some *Populus* clones for tree plantations. *The Plant Propagator* 23(4):8-11.

133. Pinney, J. J. 1970. A simplified process for grafting junipers. *Amer. Nurs.* 131(10):7, 82-84.
134. Pope, D. R. 1974. Propagation of *Hydrangea petiolaris* by cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 24:194-95.
135. Pridham, A. M. S. 1964. Propagation of American elm from cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:86-88.
136. Purcell, G. V. 1973. The budding of *Hamamelis*. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 23:129-32.
137. Raabe, R. D., and S. Wilhelm. 1966. Budwood as a source of verticillium wilt in greenhouse roses. *Calif. Agr.* 20(10):5-6.
138. Roberts, A. N., and F. W. Moeller. 1968. Propagation of Mugho pine successful. *Ore. Orn. & Nurs. Dig.* 12(1):1-2.
139. Ross, D. M. 1977. Rose rootstock, 'Dr. Huey', in South Australia. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:562-63.
140. Rouland, H., and N. E. Pellett. 1974. Propagation of Norway spruce (*Picea abies* [L.] Karst) by stem cuttings. *The Plant Propagator* 20(1):20-26.
141. Ryan, G. F. 1966. Grafting *Eucalyptus ficifolia*. *The Plant Propagator* 12(2):4-6.
142. Sabo, J. E. 1976. Propagation of *Taxus* in Northern Ohio. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:174-76.
143. Salter, C. E. 1970. *Clematis armandii* grafting. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 20:330-32.
144. Saul, G. H., and L. Zsuffa. 1978. Vegetative propagation of elms by green cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:490-94.
145. Savella, L. 1981. Propagating pink dogwoods from rooted cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:405-7.
146. Schreiber, L. R., and M. Kawase. 1975. Rooting of cuttings from tops and stumps of American elm. *HortScience* 10(6):615.
147. Scott, A. 1976. A successful technique for grafting hibiscus. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:389-91.
148. Semeniuk, P., and R. N. Stewart. 1964. Low temperature requirements for after-ripening of seed of *Rosa blanda*. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 85:639-41.
149. Simpson, R. C. 1981. Propagating deciduous holly. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:338-42.
150. Skirvin, R. M., and M. C. Chu. 1979. *In vitro* propagation of 'Forever Yours' rose. *HortScience* 14:608-10.
151. Snyder, W. E. 1953. The fundamentals of juniper propagation. *Proc. Plant Prop. Soc.* 3:67-77.
152. Stadtherr, R. J. 1967. *Magnolia grandiflora* by cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 17:260-62.
153. Stoutemyer, V. T. 1942. The propagation of *Chionanthus retusus* by cuttings. *Nat. Hort. Mag.* 21:175-78.
154. Schmidt, C. 1961. Propagation of *Ilex aquifolium* from cuttings. *Proc. Plant Prop. Soc.* 11:318-37.
155. Strode, R. E., P. A. Travers, and R. P. Oglesby. 1979. Commercial micropropagation of rhododendrons. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:439-43.
156. Stump, D. S. 1980. *Roses* [*Plants & Gardens* 36 (1)]. Brooklyn, N.Y.: Brooklyn Botanic Garden.
157. Ticknor, R. L. 1969. Review of the rooting of pines. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 19:132-37.

158. Tinga, J. H., J. J. McGuire, and R. J. Parvin. 1963. The production of pyracantha plants from large cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 82:557-61.
159. Vanstone, D. E. 1978. Basswood (*Tilia americana*) seed germination. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:566-69.
160. Van Veen, T. 1971. The propagation and production of rhododendrons. *Amer. Nurs.* 133(8):15-16, 52-58.
161. ———. 1969. *Rhododendrons in America*. Portland, Ore.: Sweeney, Krist, Dimm.
162. Vertrees, J. D. 1978. *Japanese maples*. Forest Grove, Ore.: Timber Press.
163. Wallis, J. S. 1976. The propagation and training of standard fuchsias. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:346-48.
164. Walter, H. 1967. Propagation of Chinese hibiscus. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 17:263-64.
165. Warren, P. 1973. Propagation of *Cercis* cultivars by summer budding. *The Plant Propagator* 19(3):16-17.
166. Wasley, R. 1979. The propagation of *Berberis* by cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:215-16.
167. Watkins, J. V. 1972. Jacaranda. *Horticulture* 50(5):22-23.
168. Wedge, D. 1977. Propagation of hybrid lilacs. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:432-36.
169. Weiser, C. J., and L. T. Blaney. 1960. The effects of boron on the rooting of English holly cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 75:704-10.
170. Wells, J. S. 1955. Chapter 31 in *Plant propagation practices*. New York: Macmillan.
171. ———. 1961. Propagation of *Taxus*—review. *Amer. Nurs.* 114(10):11, 12, 91-98.
172. ———. 1980. How to propagate Japanese maples. *Amer. Nurs.* 151(9):14, 117-20.
173. ———. 1981. A history of rhododendron cutting propagation. *Amer. Nurs.* 154(9):14-15, 114-26.
174. Welsh, K., K. C. Sink, and H. Davidson. 1979. Progress on *in vitro* propagation of red maple. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:382-86.
175. Whalley, D. N. 1975. Propagation of Commelin elm by hardwood cuttings in heated bins. *The Plant Propagator* 21(3):4-6.
176. ———. 1979. Leyland cypress—rooting and early growth of selected clones. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:190-202.
177. Whitehead, H. C. M., and K. L. Giles. 1976. Rapid propagation of poplars by tissue culture methods. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:340-43.
178. Wister, J. C., and G. S. Wister, eds. 1962. *The peonies*. Washington, D.C.: American Horticultural Society.
179. Wolford, J. L., and W. J. Libby. 1976. Rooting giant sequoia cuttings. *The Plant Propagator* 22(2):11-13.
180. Wyman, D. 1955. *Crab apples for America*. Rockford, Ill.: American Association Botanical Gardens and Arboreta.
181. Yocum, H. G. 1964. Factors affecting the germination of palm seeds. *Amer. Hort. Mag.* 43:104-6.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- CROCKETT, J. U. 1971. *Evergreens*. New York: Time-Life Books.
 ———. 1972. *Flowering shrubs*. New York: Time-Life Books.
 ———. 1972. *Trees*. New York: Time-Life Books.

- DUNMIRE, J. R., ed. 1979. *New Western garden book*. Menlo Park, Calif.: Lane.
- FOWELLS, H. A. 1965. *Silvics of forest trees of the United States*. USDA For. Ser. Handbook No. 386. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.
- HENLEY, R. W. 1980. Growing trees for interior use. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:505-10.
- HEPTING, G. H. 1971. *Diseases of forest and shade trees of the United States*. USDA For. Ser. Handbook No. 386. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.
- INTERNATIONAL PLANT PROPAGATORS' SOCIETY. *Proceedings of Annual Meetings*.
- MCCLINTOCK, E., and A. T. LEISER. 1979. *An annotated checklist of woody ornamental plants of California, Oregon and Washington*. Berkeley, Calif.: Univ. Calif. Div. Agr. Sci. Priced Publ. 4091.
- LAMB, J. G. D., J. C. KELLY, and P. BOWBRICK. 1975. *Nursery stock manual*. London: Grower Books.
- MCMILLAN-BROWSE, P. D. A. 1979. *Hardy woody plants from seed*. London: Grower Books.
- SCHOPMEYER, C. S., ed. 1974. Seeds of woody plants in the United States. *U.S. Dept. Agr. For. Ser. Handbook 450*.
- TEUSCHER, H. 1969. Handbook on conifers. *Plants and Gardens* (Brooklyn Botanic Garden) 25(2):1-105.
- WRIGLEY, J. W., and M. FAGG. 1979. *Australian native plants: Propagation, cultivation, and use in landscaping*. Sydney: William Collins Publishers.
- WYMAN, D. 1965. *Trees for American gardens* (2nd ed.). New York: Macmillan.
- . 1969. *Shrubs and vines for American gardens* (2nd ed.). New York: Macmillan.

Propagación de Plantas Anuales y Herbáceas Perennes Selectas de uso Ornamental

Las plantas herbáceas se clasifican en *anuales*, *bienales* y *perennes*, aunque es posible que las diferencias entre esos tipos no sean marcadas. También se les puede clasificar en *rústicas*, *semirústicas* y *delicadas o tiernas*. En general, los procedimientos de propagación de estas plantas dependen de sus categorías y de la localidad en donde se vayan a cultivar.

En la siguiente lista de plantas, se presentan datos para la germinación de las semillas de algunas especies, incluso la temperatura en que se debe obtener una germinación más rápida y completa, junto con el tiempo en que se espera que deben germinar. (4) Si se dan dos temperaturas, la primera es la nocturna mínima y la segunda la diurna máxima. Una sola cifra indica una temperatura constante.

Los métodos de propagación indicados se presentan como una guía pero en las cultivares, individuales puede ser necesario introducir alguna variación en ellos. (5, 6, 50)

Aconitum spp. Capucha de monje. Perenne rústica. Las semillas a menudo presentan latencia y antes de sembrarlas deben someterse durante 6 semanas a estratificación húmedo-fría a 5 °C. Las plantas tienen raíces tuberosas que se pueden dividir, pero una vez establecidas no se deben trasplantar. Todas las partes de las plantas son venenosas.

Achillea spp. Perenne rústica. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a temperatura de 20 °C. También se propaga por división de las matas.

Achimenes spp. Perenne delicada. Las especies pueden propagarse por semillas puestas a germinar en invernadero cálido. Las plantas crecen de pequeños rizomas escamosos que pueden ser divididos para propagación. También se pueden hacer enraizar estacas de madera suave en primavera o estacas de hoja en verano. Las escamas foliares parcialmente secas se pueden plantar y enraizar.

Adiantum spp. Véase. Helechos.

Agaphantus spp. Lirio del Nilo. Los rizomas gruesos se pueden dividir para producir nuevas plantas o se puede propagar por semilla.

Agave spp. Comprende a muchas especies de plantas suculentas. Perennes. Las semillas se deben sembrar en suelos arenosos cuando están maduras. Se reproduce vegetativamente por hijuelos que salen en la base de las plantas. Estos se separan junto con las raíces y se vuelven a plantar en primavera. Algunas especies producen bulbillos que se pueden usar en propagación.

Ageratum houstonianum. Anual semirrústica. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20-30 °C. También se puede propagar por estacas.

Agrostemma githago. Cresta de gallo. Anual rústica. Las semillas germinan en una a tres semanas a 20 °C.

Alelí. Véase *Matthiola*.

Alhelicillo. Véase *Lobularia marítima*.

Aliso de olor. Véase *Lobularia marítima*.

Allium spp. Cebolla ornamental; también cebolla, cebollín y ajo. Se propaga por semilla. Las plantas crecen en bulbos, los cuales producen hijuelos. Muchas especies producen bulbillos.

Aloe spp. Suculentas de la familia de los lirios. Se propaga por semilla en suelo arenoso bien drenado. La germinación se efectúa en 3 a 4 semanas a temperaturas de 20 a 24 °C. Las plantas producen hijuelos que se pueden separar y hacer enraizar. Las plantas con tallos largos pueden dividirse en estacas, que deben ser expuestas al aire durante unas cuantas horas para permitir que subentren las superficies cortadas.

Althaea rosea Malvasisco. Biental semirrústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. En donde los inviernos no son muy crudos, las semillas se siembran en verano, se trasplanta en otoño para que florezcan al año siguiente, o se siembran las semillas en invernadero cálido en invierno y se trasplantan a la intemperie.

Alyssum saxatile. Borla de oro. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. se siembran en verano para que florecen al año siguiente. La germinación se puede estimular con luz o exponiendo las semillas a 15 °C durante 5 días. (4) Se propaga por división o por estacas de madera suave en primavera.

Amaranthus caudatus. Amaranto anual semirrústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. La luz puede aumentar la germinación. (4) Siémbrense en invernadero cálido para trasplantar después a la intemperie cuando ha pasado el peligro de heladas. *A. gangeticus tricolor*, Manto de José. Igual que *A. caudatus*. Es sensible al exceso de agua.

Amaryllis belladonna. Lirio belladonna. Perenne. En zonas de clima benigno crece al exterior de bulbos o en macetas en climas fríos. Se propaga por división o separación de bulbos.

Anchusa capensis. Anual o bienal rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. Siémbrense las semillas en verano para que florecen el año siguiente o siémbrense en invierno en invernadero para trasplantar después al jardín. Las semillas pueden ser sensibles a temperaturas superiores a 15 °C. (4) *A. azurea*. Perenne. Los clones selectos se propagan mejor por estacas de raíz o división de matas.

Anemone coronaria. Anémona. Perenne delicada. Las semillas germinan en 5 a 6 semanas a 20 °C y pueden ser sensibles a temperaturas más altas. (4) Las plantas forman pequeños grupos

de raíces tuberosas pequeñas en forma de garras. *A. japonica* Anémone japonesa. Perenne rústica. Como las semillas no reproducen la planta con fidelidad, las cultivares se propagan por división o por estacas de raíz. Las raíces se sacan en otoño y se cortan en trozos de 5 cm, las cuales se colocan en cajas o en una cama fría y luego se cubren con 2.5 cm de suelo. Cuando aparecen los brotes, se cambian de macetas. *A. pulsatilla* Flor de Pascua. Perenne rústica. Las semillas germinan en 5 a 6 semanas a 20 °C, pero pueden ser sensibles a temperaturas más elevadas. (4) Las plantas se pueden dividir.

Anigozanthos spp. Pata de canguro. Esta planta perenne nativa de Australia se puede propagar con facilidad por semilla. Para obtener unas cuantas plantas se pueden dividir los grupos de rizomas.

Anthemis spp. Margarita dorada. Manzanilla. Rústica perenne. Las semillas germinan en 1 a 3 semanas a 20 °C. Las plantas se pueden dividir o propagar por estacas de tallo.

Anthurium andraeanum. Anturio. De la planta madre separe los hijuelos con raíces adheridas o háganse enraizar bajo niebla estacas terminales que lleven 2 o 3 hojas. Anthurium se puede propagar por métodos in vitro usando un explante de yema vegetativa. (36) La propagación por semilla es un método largo que toma de 1-1/2 a 3 años para que las plantas floreen, y las cultivares no se reproducen con fidelidad por semillas. (26)

Antirrhinum majus. Antirrhino (Pertitos). Perenne delicada que se trata como anual. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 13 °C y es posible que respondan a la luz. (4) Algunos híbridos es mejor iniciarlos a temperaturas de 16 a 18 °C. Las semillas germinan bien en niebla. (6) Iníciense bajo techo para pasar después a la intemperie (en climas benignos en otoño o en primavera en climas con invierno frío). Las estacas de madera suave enraizan con facilidad.

Aquilegia spp. Columbina. Perenne rústica. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20-30 °C y es posible que respondan a la luz en 3 a 4 semanas de estratificación húmeda-fría a 5 °C. (4)

Arabis spp. Berro de roca. Perenne rústica. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20 °C y es posible que respondan a la luz. (4) Las estacas de madera suave tomadas del crecimiento nuevo inmediatamente después de la floración enraizan con facilidad. Las plantas se pueden dividir en primavera u otoño.

Arctotis stoechadifolia. Margarita africana. Anual semirústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Siémbrense bajo techo para trasplante posterior.

Armeria spp. Perennes rústicas siempre verdes. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20 °C. Se propaga mejor por división de matas en primavera u otoño.

Arvejilla. Véase *Lathyrus*.

Asclepias tuberosa. Hierba de la mariposa. Perenne rústica. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20-30 °C. Las semillas frescas pueden necesitar enfriamiento. Una vez establecidas, las plantas no se deben disturbar. *A. curassavica* Flor de sangre. Perenne tropical. Se propaga por semilla o haciendo enraizar estacas de madera suave. Su raíz primaria larga dificulta el trasplante.

Asparagus asparagoides. Espárrago. Perenne delicada. Se propaga por semillas, que germinan en 3 a 4 semanas a 20-30 °C. Siémbrense las semillas tan pronto como maduren, ya que son de

vida corta. (6) En primavera se pueden hacer estacas de brotes jóvenes tomados de plantas viejas. Se pueden dividir las matas *A. plumosus* Espárrago de helecho y *A. sprengeri*, Espárrago Sprenger. Las semillas germinan a 4 en 6 semanas a 20-30 °C. Rompa la cubierta de las semillas con navaja. Estas especies también se pueden propagar vegetativamente como se ha descrito.

Aster spp. Margaritas de San Miguel. Rústicas perennes. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Las cultivares se pueden propagar sacando las matas en otoño y dividiéndolas, descartando las partes viejas.

Aubrieta deltoidea. *Aubrieta*. Perenne rústica, tratada a veces como anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 13 °C. Las matas son difíciles de dividir. Se pueden tomar estacas inmediatamente después de la floración.

Aucuba japonica. Véase Planta polvo de oro.

Baptisia spp. Indigo falso. Perenne rústica. La germinación de las semillas a 20 °C es lenta y desigual. Júntense las semillas cuando maduren y siémbrense al exterior para que invernen. Las matas son difíciles de dividir debido a su larga raíz principal.

Begonia spp. (54) Perennes tropicales. Las semillas, que son muy pequeñas y necesitan luz, germinan en 2 a 4 semanas a 20 °C. Siémbrense en un medio húmedo, ligero con poca o ninguna cubierta. Las especies de begonias, las tuberosas y las cerosas se propagan por semilla, pero otros tipos se propagan vegetativamente.

Begonias de raíz fibrosa. Begonias cerosas, begonias de Navidad y otras. Se propagan por estacas de hoja o de madera suave tomadas de ramas jóvenes en primavera y en verano.

Begonias tuberosas. Además de propagarse por semilla, se pueden multiplicar por tallos tuberosos, que se dividen en secciones que lleve cada una cuando menos un punto de crecimiento. Las estacas de hoja, hoja y yema y de tallo cortas (de preferencia que lleven adherida una porción del tallo tuberoso) enraizan con facilidad.

Tipos rizomatosos. (Varias especies y cultivares, incluyendo *Begonia rex*). Se dividen las plantas o se cortan los rizomas en trozos. La propagación usualmente se hace por estacas de hoja, pero las de raíz también enraizan. El tratamiento de las estacas de hoja con citokininas aumenta el número de plantitas producidas por hoja. (65) *B. evansiana* produce pequeños tubérculos, que se separan y plantan. Las begonias también se pueden propagar usando métodos de cultivo in vitro, empleando explantes de pecíolos. (43)

Bellis perennis. Margarita inglesa. Perenne rústica que a menudo se trata como anual o bienal. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20 °C y es posible que respondan a la luz. (4) Las matas deben dividirse cada año para evitar el apiñamiento.

Boltonia spp. *Boltonia*. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Divídase las plantas en primavera u otoño.

Bromeliaceas. Alrededor de 2000 especies de plantas tropicales herbáceas o subarborescentes, agrupadas en 45 géneros. La más conocida de ellas es la piña (*Ananas*). La propagación se hace principalmente por semillas o por división asexual de brotes laterales, pero en algunas especies se ha usado con éxito la propagación in vitro con métodos de cultivos de tejidos. (28)

Browallia spp. Flor amatista. Perenne, delicada, de flores azules, a menudo tratada como anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Se pueden tomar estacas de madera suave en el otoño o la primavera. Se puede usar como planta floral de maceta para interiores en el invierno.

Cactus. (22, 48) Un gran grupo de muchos géneros, especies y algunas cultivares. Perennes de delicadas a semirrústicas. Muchas especies se pueden propagar por semillas, pero éstas a menudo germinan con lentitud. Siémbrense las semillas tratadas con fungicida en una mezcla estéril bien drenada y riéguese con parquedad, sin dejar que se seque el medio. Se pueden cortar partes de tallo y hacerse enraizar como estacas o se pueden separar pequeños hijuelos que enraizan con facilidad. Antes de poner a enraizar los hijuelos déjelos secar unos cuantos días para que cicatricen (suberice) las superficies cortadas. Las estacas necesitan 2 a 3 semanas para cicatrizar. Durante el enraizamiento es innecesario proporcionar humedad elevada, pero el calor en el fondo es benéfico. Se ha usado el injerto para proporcionar un patrón resistente a la pudrición a ciertas especies y obtener formas de crecimiento poco comunes. Por ejemplo, *Zygocactus truncatus*, que es péndulo, se ha injertado a veces en tallos erectos de *Pereskia aculeata*. Los injertos intergenéricos, por lo general, tienen éxito. Se emplea un tipo de injerto de hendedura. Se corta el tallo del patrón y se quita una porción en forma de cuña. La púa se prepara removiendo de cada lado de la base una capa delgada y se ajusta al corte hecho en el patrón, manteniéndola en su sitio con un alfiler o espina. El injerto completado se mantiene en un invernadero cálido hasta que cicatrice (12, 20) (véase la Fig. 11-4).

Caladium bicolor. Esta planta perenne tropical, que se cultiva por su follaje de vistosos colores, produce tubérculos. La propagación se efectúa separando los tubérculos de la planta progenitora al final de los 3 a 4 meses de periodo de reposo, justamente antes de plantarlos. A veces los tubérculos se dividen en porciones, cada una de ellas cuando menos con 2 yemas ("ojos"). Los caladiums prosperan mejor a la intemperie, plantados cuando la temperatura mínima es superior a 18 °C o como plantas mantenidas a temperaturas nocturnas de 18-21 °C y diurnas de 24-29.5 °C.

Calceolaria spp. Perenne delicada, a menudo cultivada como anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. También se propaga por estacas de madera suave.

Calendula officinalis Caléndula. Anual rústica, en climas benignos florea en invierno sembrada a fines del verano. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20-30 °C. Aclárense las plantas dejándolas a unos 30 cm de distancia.

Calla. Véase *Zantedeschia* spp.

Callistephus chinensis. Aster chino. Anual semirrústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Sólo siembre tipos resistentes a la marchitez.

Campanula carpatica. Campanilla de los Cárpatos. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C y es posible que respondan a la luz. (4) *C. latiflora* Campanilla perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 13-32 °C.

C. medium. Campánulas de Canterbury. Las semillas que germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C se siembran temprano en primavera o a inicios de verano para que florecen al año siguiente.

C. persicifolia. Campánulas de durazno. Perennes rústicas. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C y responden a la luz. (4) Se pueden separar y hacer enraizar los pequeños hijuelos.

C. pyramidalis. Campánula de chimenea. Perenne rústica, a menudo tratada como bienal. Las semillas germinan en 2 semanas a 20-30 °C. Las campánulas también se pueden incrementar por división y por estacas enraizadas.

Canna spp. *Canna*. Perenne delicada. Las cultivares no se reproducen con fidelidad por semilla. Las semillas, que tienen cubierta dura deben escarificarse antes de la siembra y se hacen germinar en un invernadero cálido. Las cultivares se propagan por división de los rizomas, conservando adherido tanto tejido de tallo como sea posible en cada punto de crecimiento. En climas benignos lo anterior se hace después de que mueren los brotes en otoño o antes de que empiece el crecimiento en primavera. En climas fríos, las plantas se sacan en otoño, se almacenan en el invierno, se dividen en primavera y luego se inician en arena o suelo arenoso, para trasplantar a la intemperie cuando ha pasado el riesgo de heladas.

Catanache caeruleas. Dardo de cupido. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 4 semanas a 20-30 °C. Las plantas se pueden dividir en otoño.

Celosia argentea. Cresta de gallo.

Centaurea cineraria y otras. Cineraria. Perenne delicada. Las semillas germinan en 2 a 4 semanas a 20-30 °C. Se pueden hacer enraizar las estacas. *C. cyanus* Flor de los granos. Botón de caballero, *C. moschata*. Son especies perennes rústicas cuyas semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20-30 °C.

Cerastium tomentosum. Nieve de verano. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 4 semanas a 20 °C. Se propaga con facilidad por división en otoño o por estacas de madera suave en verano.

Clavel. Véase *Dianthus*.

Clarkia spp. Anuales rústicas. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 13-32 °C. Aquellas de algunas estirpes necesitan luz.

Clavelón. Véase *Tagetes*.

Cleome spinosa Flor de araña. Anual delicada. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 13-32 °C. Es posible que respondan a la luz. (4)

Codiaeum variegatum. (51) Croton. Perenne tropical. Se propaga por estacas terminales con hojas en primavera o verano. Las plantas altas, "zancudas", se pueden propagar por acodos aéreos.

Colchicum autumnale. Cólquico de otoño. Azafrán. Perenne rústica que crece formando un corno. Las semillas se siembran tan pronto como maduran en el verano, pero pueden necesitar enfriamiento en el invierno para germinar. Se necesitan varios años para que las plantas alcancen tamaño florífero.

Coleus blumei. Perenne delicada. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C, pero las plántulas resultan variables. Los individuos selectos se propagan por estacas de madera suave, que enraizan con facilidad.

Convallaria majalis. Lirio del valle. Perenne rústica que forma un rizoma en cuyo extremo desarrolla una yema subterránea grande. En el otoño, se sacan las plantas y la yema, con las raíces adheridas se usa como material de propagación. La extracción debe hacerse a comienzos del otoño, completando la replantación para fines de la misma estación. Los rizomas con yema aislados se pueden almacenar en refrigeración, colocados en bolsas de plástico y luego se plantan a fines de invierno para que florecen en primavera (véase Fig. 15-16).

Cordyline terminalis. Ti. Se propaga con facilidad por estacas y también por explantes de tallo cultivados *in vitro*. (35)

Coreopsis spp. Perennes y anuales rústicas. Las semillas, que germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C es posible que respondan a la luz. (2) Las matas perennes se pueden dividir en primavera o en otoño.

Cortaderia selloana. Pasto de las Pampas. Las mejores "plumas" se encuentran en plantas femeninas. Se propaga por división de las matas.

Cosmos bipinnatus y **C. sulphureus.** Anual semirrústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C y es posible que respondan a la luz. (4)

Crassula argentea. Planta de jade. Se puede propagar en cualquier tiempo por estacas de hoja con yema o de tallo.

Crocus vernus. Crocus holandés. También otras especies de *Crocus*. Perenne rústica que se cultiva a partir de un cormo. Las semillas germinan tan pronto como maduran en verano, necesi-tándose varios años para que la planta florezca. Cuando las hojas mueren en otoño, se sacan las plantas, y los cormos y cormillos se separan y vuelven a plantar.

Cucurbita pepo var. ovifera. Calabazas ornamentales. Anuales delicadas. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C.

Cyclamen spp. (39, 44) Perennes delicadas. Las plantas se desarrollan de un tallo subterráneo grande. *Cyclamen* se propaga mejor por semillas, que germinan en 3 a 4 semanas en la oscuridad a temperaturas de unos 20 °C, pero no superiores a 22 °C. La siembra se hace de mediados de verano a mediados de invierno. La germinación es mejor en un medio de musgo turboso pulverizado al que se agregan caliza molida y nutrientes minerales. (64) Las plántulas necesitan de uno a varios años para florecer. Los tubérculos se pueden dividir para obtener unas cuantas plántulas idénticas a la materna.

Cymbalaria muralis. Hiedra de Kenil. Perenne semirrústica. Las semillas germinan en 1 a 4 semanas a 12 °C. Se autosiembran con facilidad. También se puede multiplicar por estacas de madera suave o por división de matas.

Cynoglossom amabilis. No me olvides chino. Bienal rústica que se cultiva como anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C y es posible que respondan a la luz. (4)

Cheiranthus cheiri. Flor de pared. Perenne semirústica, con frecuencia tratada como bienal. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 13 °C y muchas responden a la luz. (4) Las plantas selectas pueden incrementarse por estacas tomadas a principios de verano.

Chlorophytum comosum. Planta araña. Se propaga con facilidad sembrando las plantas en miniatura que se desarrollan en el extremo de los estolones. La formación de estolones está controlada por la longitud del día, estimulando su formación los días cortos (de 12 h o menos diarias). (23)

Chrysanthemum carinatum, C. coronarium y C. segetum híbridos. Muchas cultivares. Anuales rústicas. Las semillas germinan en 2 a 4 semanas a 20 °C.

C. parthenium. Perenne rústica, por lo general, cultivada como anual. Se inicia por semillas, como se describió arriba. Las plantas se autosiembran con facilidad y se pueden dividir.

C. maximum. Margarita Shasta. Perenne rústica que a menudo se trata como anual, ya que es de vida corta. Las plantas se multiplican por semilla o por los tallos de tipo estolón, que pueden ser sacadas y divididos en el otoño. Las porciones individuales tienen raíces y se pueden trasplantar.

C. morifolium. Crisantemos de jardín y de invernadero y *C. frutescens.*

Margaritas. Perennes rústicas y semirústicas. Después de la floración se desarrollan brotes laterales en la base de los tallos floríferos, en particular, si se cortan las puntas. Cuando los nuevos brotes laterales tienen de 8 a 10 cm de largo y están macizos pero no leñosos, se cortan y se hacen enraizar como estacas de madera suave bajo niebla y con tratamiento de ácido indolbutírico como hormona de enraizado. La mejor fuente de nuevas estacas es un bloque madre (o de incrementación) cultivado en una zona aislada de las áreas de producción. Esas plantas se cultivan en programas diseñados para conservarlas libres de organismos patógenos y de virus así como fieles al tipo. (6) Las estacas sin enraizar se pueden conservar hasta 30 días a 0.5 °C. Para plantar a la intemperie se pueden tomar estacas en la misma forma. En zonas con inviernos benignos, las estacas se pueden tomar a fines del invierno para hacerlas enraizar y después trasplantarlas al jardín. En regiones de invierno frío, las plantas se deben sacar en el otoño y llevar al invernadero o a una cama fría. Las estacas se deben hacer en el invierno. También se pueden dejar plantas en su sitio y dividir las en primavera o el otoño. Si las estacas se toman de las puntas de los tallos que estén alejadas del suelo no es probable que se infecten con algunos insectos y enfermedades que se encuentran en el terreno.

Los crisantemos se propagan con facilidad con el cultivo in vitro de puntas de tallo y de segmentos de pétalos. (7)

Chícharo de olor. Véase *Lathyrus*.

Dahlia. Dalias. Perennes delicadas con cientos de cultivares. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C cuando se plantan bajo techo para después trasplantar a la intemperie. Las cultivares se deben propagar vegetativamente. Las plantas se desarrollan de raíces tuberosas grandes. Las matas se sacan en el otoño antes de las heladas y se guardan durante el invierno a 2-10 °C, cubiertas con un material como tierra o vermiculita para evitar que se arruguen. En primavera, cuando empiezan a aparecer los nuevos brotes, se dividen los grupos de tubérculos de tal manera que cada porción tenga cuando menos un brote. Se plantan a la intemperie cuando

ha pasado el riesgo de heladas. También se pueden propagar por estacas de madera suave o de hoja con yema.

Daylily. Véase *Hemerocallis*.

Delphinium spp. Perennes rústicas, de ordinario propagadas por semillas, las cuales germinan en 3 a 4 semanas a 12 °C. Las semillas son de vida corta y se deben usar frescas o almacenarse en recipientes y a bajas temperaturas y humedad reducida. Por lo general, las semillas se siembran al exterior en primavera o verano para obtener plantas que produzcan flores en el siguiente año. Los delfinios se pueden propagar por estacas de madera suave. (18) Se pueden dividir las matas en primavera u otoño, pero las plantas obtenidas tienden a ser de vida corta.

D. ajacis. Espuela de caballero. Perenne rústica. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 12 °C. Las plantas jóvenes y las semillas son venenosas si se comen.

Dianthus caryophyllus. Claveles. (8) Perennes delicadas a semirústicas de las que hay muchas cultivares en el comercio de flores. Las semillas germinan con facilidad, pero se usan principalmente para el fitomejoramiento. Los claveles se propagan sin dificultad por estacas de madera suave. (27) Bajo niebla y tratados con alguna sustancia reguladora del crecimiento, se pueden hacer enraizar en cualquier época del año. La mejor fuente de estacas es un bloque madre (o de incrementación) aislado de las áreas de producción, cuyas plantas se originan de estacas tomadas de plantas madres cultivadas con un programa complejo diseñado para mantenerlas libres de organismos patógenos y de virus, así como fieles al tipo (véase la Fig. 8-10). Esas estacas enraizadas son producidas en su mayor parte por cultivadores especialistas, pero los bancos de cultivo comercial pueden ser otra fuente si en los bloques se ha practicado un proceso cuidadoso de control de enfermedades y de selección. Las ramas laterales que salen después de la floración se separan y se usan como estacas. Las estacas enraizan en 2 a 4 semanas y se pueden plantar directamente en los bancos del invierno, o bien, trasplantarse a macetas de turba o a una cama de vivero. Los claveles también se propagan en gran escala cultivando in vitro explantes de puntas de tallo. (19)

D. plumarias y especies afines. Claveles de jardín, clavellinas. Perennes rústicas, aunque algunas especies se pueden cultivar como anuales o bienales. Las semillas germinan con facilidad en 2 a 3 semanas a 20 °C, pero es posible que no reproduzcan la cultivar. Las estacas de madera suave se toman a principios del verano y se hacen enraizar para obtener plantas para el siguiente año. También se pueden acodar.

D. barbatus. Clavel del Japón. Perenne pero cultivada como bienal. Se inician por semillas plantadas a la intemperie en primavera. En áreas de clima benigno se trasplantan a su sitio permanente en el otoño. En regiones de invierno frío, se les conserva durante el invierno en una cama fría y se trasplantan en primavera.

Dicentra spp. Corazón sangrante. Perennes rústicas. Las semillas se siembran a fines de verano o en el otoño para que invernen a temperaturas bajas. De otra manera, antes de sembrarlas se deben estratificar durante seis semanas a menos de 5 °C. Divídanse las matas en primavera u otoño. Se pueden hacer enraizar estacas de tallo si se toman en la primavera después de la floración. En esta época también se pueden tomar de las raíces largas estacas de unos 7.5 cm de longitud.

Dictamnus albus. Planta de gas. Perenne rústica. La propagación se hace igual que la de *Dicentra*. Una vez establecidas, las plantas no deben disturbarse. Algunas personas son alérgicas a las plantas de esta especie.

Dieffenbachia spp. Caña tonta. Perenne tropical. Córtese los tallos en segmentos de 5 cm y colóquense horizontalmente en arena. Si las plantas se vuelven altas y zancudas, se puede cortar la parte superior y hacer enraizar como estacas o hacer un acodo aéreo. Las hojas y los tallos son venenosos (Fig. 10-11).

Digitalis spp. Dedalera. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C y es posible que respondan a la luz. (4) Siémbrense al exterior en primavera, trasplántese a una distancia de 22.5 cm y vuélvase a trasplantar a su sitio permanente en el verano. Las especies perennes se multiplican por división de matas.

Doronicum spp. Mata leopardos. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C.

Doronicum spp. Mara leopardos. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Divídanse las plantas en primavera u otoño.

Dracaena spp. Grupo variable de plantas tropicales de follaje, perennes. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 30 °C. Las estacas de hoja con yema, a las que se quita una parte de la hoja, enraizan bien bajo niebla si se tratan con ácido indolbutírico a razón de 25 000 ppm.

Echeverría. Véase Suculentas.

Echinops exaltata. Cardo de globo. Perennes rústicas. Las semillas germinan en 1 a 4 semanas a 20-30 °C. Las plantas pueden dividirse en primavera. En el otoño se pueden tomar estacas de raíz de 7 a 7.5 cm de largo y plantarse en suelo arenoso en una cama fría.

Epiphyllum spp. Cacto florífero con hojas. Perenne delicada. Las semillas no germinan bien cuando están frescas, pero lo hacen después de almacenarlas de 6 a 12 meses si se plantan en un invernadero cálido. Se propaga con facilidad por estacas de hoja o por injerto en *Opuntia*. Véase Cactus.

Eschscholzia californica. Amapola de California. Perenne rústica. Siémbrense las semillas al exterior en el otoño en climas benignos y temprano en primavera en áreas más frías. Tiende a autosembrarse.

Fatsyhedera lizei. Hiedra de árbol. Un cruzamiento entre *Hedera helix* y *Fatsia japonica*. Se propaga por estacas de tallo o acodos aéreos.

Ficus benjamina. Higuera llorona. Se inicia con facilidad por estacas con hojas de madera semidura, tomadas en primavera o a inicios del verano y enraizadas bajo niebla. Se puede propagar por cultivo in vitro de puntas de tallo. (41)

Fijus elastica. (13) Planta de caucho. Hule. Perenne tropical. Se propaga por estacas tomadas de ramas de 15 a 30 cm. También se pueden separar yemas individuales u "ojos" y hacerlas enraizar. Estas estacas se toman en primavera, se injertan en arena o un medio similar y se tienen en un invernadero cálido. En las ramas de árboles que crecen en el trópico se hacen acodos aéreos y los acodos enraizados se envían a diversos mayoristas para su desarrollo posterior. También se pueden hacer acodos aéreos en plantas que crecen bajo techo y se vuelven muy zancudas (véase la Fig. 14-6).

Ficus lyrata. Higuera de hoja de violín. Se puede propagar por estacas o acodos aéreos. También se puede multiplicar mediante los brotes adventicios que se desarrollan en cultivos in vitro de porciones de hojas separadas. (17, 41)

Freesia spp. Perennes delicadas. Las semillas sembradas en otoño germinan en 4 a 6 semanas y florecen en la primavera siguiente. Una temperatura de 18.5 °C es la mejor para la germinación. Las plantas se cultivan a partir de cormos, que se plantan en primavera y se sacan en el otoño. En esta época se separan los cormillos y se replantan para que crezcan más para su floración futura.

Gaillardia spp. Gaillardia. Perennes rústicas y anuales. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C y es posible que respondan a la luz. (4) Las clases perennes se plantan en primavera para que florezcan al año siguiente. Estas se pueden iniciar también de estacas de raíz o se pueden dividir las plantas en primavera u otoño, pero no viven mucho.

Galanthus spp. Gota de nieve. Perenne rústica. Los bulbos se plantan en otoño para que florecen en la primavera siguiente. Cuando se sacan los bulbos se quitan los hijuelos.

Gazania spp. Perenne delicada a menudo cultivada como anual. Se propaga por semillas sembradas en primavera o por estacas de madera suave tomadas a fines del verano, puestas a enraizar en una cama fría y luego trasplantadas en primavera. Divídanse las matas cada 3 o 4 años.

Gentiana spp. Genciana. Muchas especies, la mayoría de ellas perennes rústicas, aunque algunas son anuales y bienales. Siémbrese la semilla fresca en el otoño para que inverne a la interperie. Las semillas germinan en 1 a 4 semanas a 20 °C, pero es mejor mantenerlas 10 días antes de la siembra a 0 °C.

Geranium. Véase *Pelargonium*.

Gerbera jameson. Margarita de transval. Perenne delicada. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Es importante usar semillas frescas. También se pueden separar brotes basales del rizoma y usarse como estacas. Para multiplicación rápida en gran escala se puede recurrir al cultivo in vitro de puntas de tallos. (47)

Geum spp. Geum. Perenne rústica. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20-30 °C. Se propagan también por división de matas en la primavera o el verano.

Gladiolos. Perenne delicada que se cultiva a partir de cormos. La propagación de semilla se usa para producir nuevas cultivares. Las semillas se siembran en primavera ya sea bajo techo para trasplantar después o al exterior cuando ha pasado el riesgo de heladas (véase el Cap. 15).

Gloxinia (*Sinningia speciosa*). Para producción comercial se cultiva de semilla. Estas germinan con rapidez si se siembran en un medio artificial bajo niebla intermitente y se mantienen a una temperatura nocturna de 21 °C. Las plantas florecen en 6 a 7 meses. Gloxinia también se puede cultivar *in vitro* usando explantes de hojas. (32)

Godetia spp. Perennes rústicas. Siémbrense las semillas al principio de la primavera. Germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C.

Gypsophila spp. (*G. elegans*). Anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C.

G. paniculata. Perenne rústica. Se inicia por semilla como la anterior. Las cultivares de flor doble se injertan en patrones de *G. paniculata* (de flor sencilla) obtenidas de semilla. El injer-

to se puede hacer en verano y otoño, usando plantas cultivadas a la intemperie como patrones, que se colocan en una cama fría para que cicatrice el injerto. También se hace el injerto en invierno y a principios de primavera, usando patrones cultivados en invernadero. *G. paniculata* se puede propagar por cultivos in vitro usando explantes de puntas de tallo. (37)

Haworthia. Véase Suculentas.

Helechos. (29, 49, 52) Muchos géneros y especies. Las esporas, de aspecto pulverulento, se colectan de los esporangios que están en el envés de las hojas. Examínense esos esporangios con una lente de aumento para asegurarse de que están maduros y no vacíos. Coloque las frondas con las esporas en un sobre de papel manila y séquelas durante una semana a 21 °C. Cribense para separar las esporas de la basura. Colóquense en un frasco muy bien cerrado y almacénese en un lugar seco y fresco. Siémbrense las semillas de manera uniforme en la superficie de una mezcla húmeda de suelo esterilizada, como de dos terceras partes de musgo turboso y una tercera parte de perlita, colocada en cajas, prestando especial atención a hacerlo en condiciones sanitarias. Déjese en la parte superior un espacio de 2.5 cm y cúbrase con un vidrio. Use temperatura del aire de 18 a 24 °C. El calor en el fondo puede resultar útil. Manténgalas húmedas, usando de preferencia agua destilada para evitar daños por sales.

Las esporas germinan y producen un crecimiento de unos 3 mm de grueso que está formado por muchos prótalos. La fertilización de los arquegonios, que están en el envés del prótalo, ocurre en 3 a 6 meses. Para el primer trasplante, se toma con unas pinzas una porción pequeña del prótalo y se pasa a una nueva caja con mezcla de suelo, dándoles mayor espaciamento. Los prótalos se expanden hasta llegar a unos 13 mm de diámetro y producen pequeñas plantas esporofíticas con hojas y raíces primarias. Se hace un segundo trasplante del cual crecen las plantas de helecho.

Se han desarrollado procedimientos para propagar helechos in vitro a partir de esporas usando una solución nutritiva en agar. (33, 38, 63)

Se pueden emplear varios métodos de propagación vegetativa. Los helechos forman rizomas gruesos, que pueden dividirse. Algunas especies (como *Cystopteris bulbifera*) producen en el envés de las hojas pequeñas "bulbillos", de más o menos al tamaño de un chícharo. Cuando maduran caen al suelo y producen pequeñas yemas vegetativas en el haz o el borde de las hojas. Estas se separan y forman nuevas plantas.

Las cultivares del grupo del helecho de Boston (*Nephrolepis*) que es estéril (no propagable por esporas) ahora se multiplica en gran parte mediante cultivos in vitro, iniciados con puntas de rizomas. (10) Esta técnica es también aplicable a helechos de otros géneros, como *Adiantum* (helecho cabello de doncella), *Alsophila* (helecho arbóreo australiano), *Pteris* (helecho de marismas), *Microlepia*, *Platynerium* (helecho cuerno de ciervo) y *Woodwardia* (helecho de cadena).

Helenium autumnale. Perenne rústica. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20 °C. Las cultivares se multiplican por división. Los brotes enraizados se separan en primavera, se plantan en el vivero y se trasplantan en otoño e invierno.

Helianthemum nummularium. Rosa del Sol. Perenne semirústica. Las semillas germinan en 1 a 3 semanas a 20-30 °C. Las cultivares se propagan por estacas de madera suave tomadas en primavera de brotes jóvenes. Se trasplantan a macetas y se pasan a su sitio permanente en el invierno o primavera siguientes. También es posible dividir las maras, pero las plantas resultan de vida corta.

Helianthus annuus. Girasol. Anual rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. *H. decapetalus* y otras especies perennes rústicas se multiplican por división.

Heliconia spp. (59) Estas herbáceas ornamentales tropicales, perennes, son apreciadas por sus vistosas inflorescencias. Se propagan con facilidad por división de los rizomas.

Heliopsis scabra. Helipsis. Perenne rústica. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20 °C. Las matas se dividen en otoño.

Heliotropium spp. Heliotropo. Perenne delicada que comúnmente se cultiva como anual. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20-30 °C y es posible que respondan a la luz. (4) Iníciense bajo techo para después plantar en primavera. Tómense estacas de madera suave de brotes laterales en otoño o primavera y háganse enraizar a temperaturas bajas (10 °C) en condiciones de ligera humedad.

Helleborus spp. Heléboro. Rosa de Navidad y de Cuaresma. Perennes rústicas. Recójense las semillas tan pronto como maduren, pero antes de sembrarlas se les deben dar 6 semanas de estratificación húmeda-fría. Las plantas toman varios años para producir flores. Las raíces de ambas especies son venenosas.

Hemerocallis spp. Lirio del día. (16) Perenne rústica. Las semillas necesitan unas 6 semanas de estratificación húmeda-fría para lograr una buena germinación. La propagación por semilla sólo se usa para obtener nuevas cultivares. Divídanse las matas en otoño o primavera, separándolas en secciones enraizadas, cada una con 3 brotes. Los clones se pueden reproducir también en cultivos *in vitro*, usando flores y pétalos y sépalos como explantes. (1, 42)

Hippeastrum spp. Amarilis. Perenne delicada bulbosa. Sepárense los hijuelos de los bulbos y plántense en macetas. Florecerán en el segundo año. Obténganse estacas de bulbo a fines de verano. Las semillas germinan en condiciones cálidas, 20-30°C y el brotamiento es lento y discreto. Las plántulas toman de 2 a 4 años para producir flores.

Hunnemania fumariaefolia. Copa de oro. Perenne delicada con frecuencia cultivada como anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Para que florezcan en el primer año, siémbrense las semillas temprano bajo techo y trasplántense al exterior cuando haya pasado el riesgo de heladas.

Hyacinthus spp. Jacinto. Perenne rústica que florece en primavera. Los bulbos se plantan en otoño. Con la separación de los hijuelos de los bulbos se obtiene una multiplicación reducida. Para la propagación comercial, se obtienen nuevos bulbos dividiendo o ahuecando bulbos maduros. Se ha tenido éxito con la propagación *in vitro* usando segmentos de bulbos, hojas, inflorescencias o tallos como explantes. (30) Las semillas se pueden sembrar a la intemperie en el otoño, pero se necesitan hasta 6 años para que florezcan (véase el Cap. 15).

Iberis spp. Bola de azúcar. Especies rústicas perennes y anuales. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20-30 °C, pero pueden necesitar luz. Háganse enraizar en verano estacas de madera suave o divídanse las matas en otoño.

Impatiens spp. Bálsamo. Perennes y anuales semirrústicas. Las semillas germinan en 1 a 4 semanas a 20 °C y es posible que respondan a la luz. (4) Las especies perennes se pueden iniciar por estacas.

Incarvillea spp. Incarvillea. Perenne rústica. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20 °C. Divídanse en otoño, o de preferencia en primavera.

Ipomoea spp. Gloria de la mañana. Perennes delicadas que se cultivan como anuales. Las semillas germinan en 1 a 3 semanas a 20-30 °C. Antes de sembrar, raje las cubiertas de las semillas o remójelas durante una noche en agua caliente.

Iresine spp. Iresine. Perenne delicada. Las estacas de madera suave enraizan con facilidad. Mantenga las plantas madres en invernadero, durante el invierno, y tome estacas a fines del invierno o de primavera.

Iris spp. Perennes. Hay varios grupos diferentes de iris rústicos o semirrústicos, que se cultivan a partir de rizomas o de bulbos. Los rizomas se dividen después de la floración. Descártese la porción vieja y úsense sólo los brotes laterales vigorosos. Las hojas se recortan a unos 15 cm.

Con las especies bulbosas se sigue una secuencia típica de floración en primavera y plantación en el otoño. El bulbo viejo se desintegra por completo, dejando un grupo de bulbos nuevos de tamaños diferentes. Estos se separan y se clasifican, empleando los de mayor tamaño para producir flores y los más pequeños para que sigan creciendo.

Las semillas, que se usan para propagar especies y desarrollar nuevas cultivares, se deben plantar tan pronto como maduren, después de haberlas sometido a un periodo de enfriamiento en húmedo. La germinación con frecuencia es irregular y lenta. En algunos cultivos, se obtiene una germinación rápida separando el embrión del resto de la semilla y cultivándolo en un medio artificial. (57) Los iris se pueden propagar con métodos de cultivo *in vitro*, acelerando mucho la producción de nuevas variedades con relación a la división de rizomas acostumbrada. (30)

Ixia spp. Lirio de los granos. Especies perennes, delicadas, que florecen en verano o en otoño y que se cultivan a partir de cormos. En climas fríos los cormos se sacan en otoño y se almacenan durante el invierno. Los cormillos se separan y se plantan en el terreno o en cajas para que llegue al tamaño de floración, como se hace con los gladiolos.

Kalanchoe spp. Perennes tropicales. Véase Suculentas.

Lantana sellowiana; *L. camara*. Lantana. Perennes delicadas. Las semillas germinan en 5 a 6 semanas a 20 °C. Las estacas de madera suave enraizan con facilidad.

Lathyrus latifolius. Chicharro de enredadera Perenne. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. Se pueden dividir las matas. *L. odouratus*. Chicharro de olor. Anual rústica. Las semillas germinan en 2 semanas a 20 °C. Rajando la cubierta de las semillas o remojándolas en agua caliente puede acelerar la germinación. Siémbrese en el exterior en donde los inviernos son benignos, en primavera en donde son fríos.

Lavándula officinalis. Lavándula. Perenne semirrústica. Las semillas que se pueden sembrar en invierno germinan en 2 a 3 semanas a 11-32 °C. Tómense estacas de los brotes laterales a fines del verano o en el otoño; plántelas en suelo y cúbralas o inícielas en una cama fría. Divida las matas en otoño.

Lilium spp. Lirios. Perennes rústicas. Estas plantas que florecen en primavera y en verano se cultivan a partir de bulbos escamosos. La mayoría tiene un eje vertical, pero en algunas especies el crecimiento es horizontal con una estructura rizomatosa. Los lirios comprenden a muchas especies, híbridos y cultivares denominadas. La propagación por semilla se usa para algunas especies y para nuevas cultivares. Las semillas de diferentes especies de lirios pueden diferir en sus exigencias de germinación. (53)

Especies con semillas que germinan de inmediato. Aquí se comprende a la mayoría de las especies e híbridos de importancia comercial (*L. amabile*, *L. concolor*, *L. longiflorum*, *L. regale*, *L. tigrinum*, híbridos Aurelian Mid-Century y otros). La germinación es epigea. Con temperaturas moderadamente elevadas, un brote debe emerger en 3 a 6 semanas después de la siembra. Trátense las semillas con fungicida para controlar *Botrytis*. Siémbrese a unos 2 cm de profundidad, en cajas durante el invierno o al exterior en un semillero temprano en primavera. En el otoño, saque los bulbillos pequeños, clasifíquelos por tamaños, almacénelos durante el invierno y replántelos en primavera. Normalmente, las plantas necesitan crecer 2 años en el semillero y 2 en un vivero antes de producir bulbos floríferos de buen tamaño.

Otro grupo es el de *semillas que germinan con lentitud* del grupo epigeo (*L. candidum*, *L. henryi*, híbridos Aurelian y otros) en los que la germinación de la semilla es lenta e irregular; los procedimientos que se usan son esencialmente los mismos que a los descritos antes.

Los grupos de mayor dificultad para propagarse son los de las semillas que germinan con lentitud del tipo hipogeo. (*L. auratum*, *L. bolanderi*, *L. canadense*, *L. martagon*, *L. parvum*, *L. speciosum* y otros). Las semillas de éste requieren ser expuestas 3 meses a condiciones cálidas para que crezca la raíz y se forme un pequeño bulbillito, luego un período frío de unas 6 semanas, seguido por otro período cálido en el cual empiezan a crecer las hojas y el tallo. Esta secuencia puede proporcionarse sembrando las semillas a la intemperie en verano tan pronto como maduren, o sembrándolas en cajas y guardándolas luego en las condiciones apropiadas para proporcionar la secuencia de temperaturas requerida. Los métodos de propagación vegetativa comprenden el incremento natural de los bulbos, como por la producción de bulbillos en los tallos (natural o artificial), de bulbillos aéreos en los tallos o por escamas. Estos procedimientos se describen en el Cap. 15.

Los lirios se pueden propagar *in vitro* a partir de escamas de bulbos. (61)

Linaria spp. Lino de sapo. Anuales y Perennes rústicas. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 12 °C. Las especies perennes reproducidas por semilla necesitan 2 años para florecer. Las matas pueden dividirse en primavera u otoño.

Linum spp. Lino. Especies anuales y perennes rústicas. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 12 °C. Divídanse las matas de las especies perennes en otoño o primavera.

Lirio del día. Véase *Hemerocallis*.

Lobelia erinus. Lobelia. Perenne delicada que se cultiva como anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C, pero el crecimiento de las plántulas es lento. Es posible que respondan a la luz. (4) Iníciense bajo techo 10 a 12 semanas antes de trasplantarlas a la intemperie, después de la última helada. Las plantas maduras, si se colocan en macetas en el otoño y se conservan en invernadero durante el invierno se pueden usar para proporcionar crecimiento nuevo del que se toman estacas a fines de invierno.

Lobelia spp. Perennes rústicas. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20-30 °C. Divídanse las matas en otoño o primavera.

Lobularia marítima. Aliso de olor. Perennes, pero se cultiva como una anual rústica. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20 °C y las flores aparecen en seis semanas.

Lunaria annua. Lunaria. Bienal, a veces cultivada como anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. *L. rediviva* perenne rústica. Se propaga por semilla, como la anterior. También se multiplica por división.

Lupinus hartwegii, **L. nanus** y otros. Lupinos. Anuales rústicas. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20 °C. **L. polyphyllus**. Perenne. Las semillas germinan en 3 o 4 semanas a 20 °C. Es posible que las cubiertas de las semillas sean duras y tengan que escurificarse. **L. arboreus**. Lupino de árbol. Perenne rústica. Iníciase de semilla bajo techo y trasplántense al sitio permanente. **L. "Russell Hybrid"**. Siembre las semillas en primavera o verano o propáguelo por estacas tomadas al inicio de la primavera que lleven adherida una pequeña porción de la raíz o de la corona.

Lychnis spp. Campion. En su mayoría perennes rústicas, pero algunas de ellas se cultivan como anuales o bienales. Las semillas germinan en 3 a 4 meses a 20 °C. Las matas se pueden dividir en primavera u otoño.

Lycoris spp. Lirio araña. Perennes bulbosas delicadas y semirrústicas. Se propaga por hijuelos de bulbo, que se separan cuando se sacan los bulbos en reposo, los cuales se replantan para que sigan creciendo. En su multiplicación también se pueden usar secciones de bulbos.

Mastuerzo. Véase *Tropaeolum*.

Matthiola incana. Alhelí. **M. longipetala bicornis**. Alhelí oloroso de la tarde. Perenne que se cultiva como bienal o anual. Las semillas germinan en 2 semanas a 12-32 °C y es posible que respondan a la luz. (4) Las semillas se siembran en verano u otoño para que florezcan en invierno o al exterior en primavera para que floreen en verano.

Mesembryanthemum spp. Véase *Suculentas*.

Mimulus spp. Flor de mono. Incluye a muchas especies de plantas, de delicadas a rústicas. En su mayor parte son perennes, pero a veces se cultivan como anuales. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 12 °C. Se pueden hacer enraizar estacas de madera suave tomadas de brotes jóvenes.

Molucella laevis. Campanas de Irlanda. Anual semirrústica. Las semillas germinan en 3 a 5 semanas a 10 °C. Son difíciles de trasplantar. Siémbrense en el sitio definitivo.

Monstera deliciosa. Piñanona. Con frecuencia se le llama erróneamente filodendro de hojas cortadas. Se propaga con facilidad haciendo enraizar secciones del tallo principal, por estacas de tallo o por acodos aéreos.

Muscari spp. Jacinto de racimo. Perenne rústica bulbosa. Las plantas florecen en primavera. Los bulbos entran en reposo en otoño y en esa época se sacan y dividen. Se multiplica separando hijuelos de los bulbos. También se puede propagar por semilla.

Myosotis sylvatica. Nomeolvides. Bienal rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Siémbrense en verano y trasplante a su sitio permanente en la primavera siguiente. **M. scorpioides** es una perenne que se inicia por semilla, pudiendo también multiplicarse en primavera por división.

Narcissus, Pseudonarcissus y otras especies. Narciso. Perennes rústicas de bulbo que florecen en primavera. Los procedimientos de propagación vegetativa se describen en el Cap. 15. Las especies se pueden cultivar de semilla, pero las cultivares no se reproducen con fidelidad. Las plántulas necesitan varios años para producir flores. Las semillas deben plantarse en otoño para que puedan ser estratificadas en el invierno.

Nemesia strumosa. Anual semirústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 13 °C. En climas fríos siémbrese al exterior en primavera. En climas benignos siémbrese en otoño.

Nepeta mussinii. Nepeta, Menta de gato. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Las estacas de madera suave de ramas laterales no floríferas tomadas a principios del verano enraizan con facilidad. Las estacas pueden injertarse directamente en el suelo si se les protege. Las plantas se pueden dividir en primavera, usando las partes nuevas y descartando las viejas de los macollos.

Nicotiana spp. Tabaco de flor. Anuales semirústicas. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20-30 °C y pueden responder a la luz. (4) La siembra bajo techo se hace de 4 a 6 semanas antes de la última helada, y después se trasplanta a la intemperie.

Nierembergia spp. Flor de taza. Perenne delicada, a veces cultivada como anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. Las estacas de madera suave tomadas del crecimiento nuevo de primavera enraizan con facilidad. Se pueden dividir las matas.

Nymphaea spp. Lirio de agua rústico. Comprende a numerosas especies y cultivares. Las plantas se cultivan a partir de rizomas. Las matas se dividen en primavera. Las semillas se usan para cultivar especies naturales y para desarrollar nuevas cultivares. Las especies y cultivares de lirios acuáticos tropicales se cultivan usando tubérculos. Las semillas no reproducen los híbridos. Ambas clases de semillas se siembran a 2.5 cm de profundidad en suelo arenoso y luego se cubren con una capa de agua de 8 a 10 cm. Las especies rústicas se deben iniciar a 16 °C, las tropicales de 21 a 27 °C. La propagación vegetativa se hace ya sea por pequeños tubérculos que se pueden separar en el otoño de tubérculos viejos o de plantitas que crecen de las hojas.

Oenothera spp. Vellorita de la tarde. Perenne rústica, pero algunas especies son bienales. Las semillas germinan en 1 a 3 semanas a 20-30 °C. Las plantas se pueden multiplicar también por división de las matas en otoño.

Opuntia spp. Véase Cactus.

Orquídeas. (24, 46, 58, 60) Se cultivan muchos géneros, híbridos y cultivares y muchos más se encuentran en la naturaleza. Algunas, como *Aerides*, *Arachnis*, *Phalaenopsis*, *Renanthera* y *Vanda* tienen hábito de crecimiento *monopodial*. Esto significa que son erectas y que crecen continuamente en el ápice del tallo y se les puede propagar por estacas de punta de tallo. A lo largo de los tallos producen raíces adventicias y las inflorescencias son producidas lateralmente en las axilas de las hojas. La mayoría de las otras, incluyendo *Brassovola*, *Calanthe*, *Cattleya*, *Cymbidium*, *Laelia*, *Miltonia*, *Odontoglossom*, *Oncidium* y *Phaius*, tienen hábito de crecimiento *simpodial*, son procumbentes y no crecen continuamente en el ápice. Su eje principal es un rizoma del cual el nuevo crecimiento sale de los hijuelos. Este tipo, de ordinario se forman pseudobulbos.

Muchas orquídeas son *epífitas* (esto es, plantas aéreas), que de manera típica crecen en las ramas de los árboles. Otras (*Cymbidium*, *Cypripedium*, *Paphiopedium*) son terrestres y crecen en el suelo.

La propagación por semilla se utiliza principalmente para hacer hibridaciones. Muchas cultivares importantes son híbridos, ya sea entre especies o géneros, que resultan de cruzamientos controlados entre progenitores cuidadosamente seleccionados. Muchos de esos cruzamientos importantes se han hecho entre progenitores tetraploides y diploides para obtener triploides. La

descendencia es estéril y no puede usarse a su vez como progenitora. Como las orquídeas son heterocigotas, se presenta variación entre las plántulas. Se requieren de 5 a 7 años para que florezca una orquídea procedente de semilla. Las flores de orquídea se polinizan a mano. Una cápsula de semillas requiere de 6 a 12 meses para madurar, conteniendo muchos millares de semillas con embriones poco desarrollados. Para la propagación por semilla, universalmente se usa el cultivo in vitro (El procedimiento se describe en el Cap. 17), empleándose, por lo general, el medio Knudson C. Arditi (2) ha resumido los muchos experimentos que se han efectuado para probar diversos factores nutricionales y de otro tipo para obtener la germinación de semillas de orquídeas. Las semillas de orquídeas se pueden conservar, durante muchos años, si se guardan en recipientes sellados sobre cloruro de calcio y a unos 2 °C.

En las orquídeas, los métodos de reproducción vegetativa para muchos géneros, en general, son lentos y difíciles y de ordinario con un rendimiento demasiado bajo para hacer un extenso uso comercial de ellos. Las especies simpódicas se multiplican por división de los rizomas cuando están en reposo o cuando apenas empieza el nuevo crecimiento. En cada sección se incluyen de 4 a 5 pseudobulbos. En algunos géneros se pueden emplear bulbos "traseros" y "verdes".

Las orquídeas que tienen tallos largos de tipo vara, como *Dendrobium* y *Epidendrum*, en ocasiones producen brotes ("keiki") que forman raíces. También se pueden producir brotes si se corta el tallo y se planta horizontalmente en musgo esfagnúneo húmedo o en otro medio. Los tallos florales de *Phaius* y *Phalaenopsis* se pueden cortar después de la floración y manejar del mismo modo. Un método drástico para inducir brotes o hijuelos es cortar o mutilar el punto de crecimiento de *Phalaenopsis*, quitar las hojas pequeñas y tratar la porción lesionada con un fungicida. Es posible que se obtengan hijuelos.

Las especies monopódicas se pueden propagar por estacas de punta larga (30 a 37 cm) en las que haya presentes unas cuantas raíces. Asimismo es factible el acodado aéreo.

La propagación vegetativa mediante la proliferación de puntas de tallo (meristemas), en cultivos in vitro, ha revolucionado la propagación de las orquídeas, en particular en *Cymbidium*, *Cattleya* y otros géneros. (3, 46) El punto de crecimiento del tallo se disecta de la planta y se cultiva en un medio especial, estéril. Se obtiene una masa de tejido proliferado, desarrollándose muchos protocormos, que periódicamente pueden dividirse. En esta forma en unos cuantos meses se pueden desarrollar muchos millares de protocormos, cada uno de los cuales finalmente diferencia tallos y raíces para producir una planta de orquídea. El procedimiento se describe en el Cap. 17 y se ilustra en la Fig. 17-4.

Paeonia lactiflora y otras especies perennes rústicas Peonía herbácea. Numerosas cultivares híbridas. Las semillas se usan para cultivar especies o para producir nuevas cultivares. La propagación por semilla es difícil, pudiendo necesitarse de 1 a 2 años. Siémbrese en otoño para que durante el invierno las semillas reciban un tratamiento de enfriamiento en húmedo. En el primer verano se desarrollan raíces y los tallos se desarrollan en la segunda primavera. Otro método consiste en recolectar las semillas antes de que se vuelvan negras y completamente maduras. No se dejen secar. Siémbrense en macetas, que se deben enterrar en el terreno durante 6 a 7 semanas, hasta que se desarrollen las raíces. Sáquense y plántense en un local protegido o bajo mantillo durante el invierno. El mejor método es dividir las matas en otoño. Cada porción debe llevar cuando menos una yema u "ojo", de preferencia de 3 a 5.

Paeonia suffruticosa. Véase Peonía de árbol.

Papaver nudicaule. Amapola de Islandia. Perenne rústica que se cultiva como bienal. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 12 °C. Siémbrese en su sitio definitivo en el verano para

que florezca al año siguiente. *P. orientale*. Amapola oriental. Perenne rústica. Semillas muy pequeñas que pueden responder a la luz y deben cubrirse muy poco. (4) Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 12 °C. las cultivares se propagan por estacas de raíz. Saque las plantas cuando éstas mueren en el otoño, córtelas en secciones de 7.5 a 10 cm, colóquelas horizontalmente en suelo arenoso en una caja cubriéndolas con unos 2.5 cm de tierra. Las estacas enraizadas se trasplantan en primavera. O bien, saque las plantas en primavera, prepare estacas de raíz y plante directamente en el lugar definitivo. *P. rhoeas*. Amapola de los granos. Amapola Shirley. Anual rústica. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 13 °C. Siémbrese a fines del verano para que florezca al principio de primavera o en esta época para que floree en verano. No se trasplante.

Pelargonium X hortorum. Geranios. Se inician por estacas y por semillas. Tradicionalmente se propagan por estacas, que enraizan con facilidad, pero las infecciones de *Pythium* y *Botrytis* pueden ocasionar problemas. Se debe usar material libre de organismos patógenos, identificando por catalogación de cultivos, que puede ser proporcionado por especialistas. (62)

A mediados de la década de 1970 se inició la propagación de geranios, en gran escala, por semillas con la introducción de ciertas cultivares que en 14 a 16 semanas crecen procedentes de semilla hasta florecer. Las semillas germinan mejor a unos 22 °C en un medio artificial. (4, 15)

Pensamientos. Véase *Viola*.

Pentstemon spp. Jarritos. Perennes de semirústicas a rústicas, a veces manejadas como anuales. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C, pero el crecimiento es lento y disparate. Es posible que las semillas respondan a la luz. (4) Las plantas iniciadas bajo techo en primavera y trasplantadas después al exterior, es posible que florezcan el primer año. Por lo general, las plantas son de vida corta. Las estacas de madera suave, tomadas de brotes laterales no floríferos de plantas viejas, enraizan con facilidad. Prepárense las estacas en el otoño para obtener plantas para la siguiente estación. Las matas pueden dividirse.

Peperomia spp. Perenne delicada. Las estacas de tallos de madera suave, de hoja y yema, o de hoja enraizan con facilidad. Las plantas pueden dividirse. *Peperomia* también puede propagarse in vitro usando explantes de hojas separadas. (25)

Perritos. Véase *Antirrhinum majus*.

Petunias (Híbridas). *Petunia*. Perennes delicadas que con frecuencia se cultivan como anuales. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20 °C. Es posible que las semillas de las cultivares de flores dobles y algunos de los híbridos F₁ necesiten luz y temperatura elevada (de 27 a 29 °C) para una buena germinación. Es mejor iniciar las plantas bajo techo para plantarlas después al exterior. Las estacas de madera suave tomadas a fines del verano o en el otoño de brotes laterales enraizan con facilidad.

Philodendron spp. Enredaderas tropicales. Las semillas germinan con facilidad a unos 25 °C si se siembran tan pronto como maduran y antes de que sequen. Los mejores métodos de propagación son por estaca del tallo, el enraizado de secciones de tallo principal o por acodos aéreos.

Phlox drummondii. Flor anual. Rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Iníciense bajo techo para después trasplantar al exterior o a la intemperie después de las heladas.

Phlox divaricata. Flor de olor. Perenne rústica. Expónganse las semillas al frío en invierno antes de plantarlas. Las estacas de madera suave tomadas en primavera enraizan con facilidad. Divida las matas en primavera u otoño.

Phlox paniculata. Flor de jardín. Perenne rústica. Las plantas no se reproducen con fidelidad por semilla. Siémbrense las semillas tan pronto como maduren en el verano para que germinen en la primavera siguiente. Lo hacen en 3 a 4 semanas a 20 °C. Cultive las plantas en una estación y trasplante en el otoño. Las estacas de madera suave tomadas de brotes jóvenes en primavera o verano enraizan con facilidad, pero son susceptibles al ahogamiento si tienen demasiada humedad. Es mejor propagarlas por estacas de raíz. Sáquense las matas en el otoño y remueva a todas las raíces grandes hasta unos 5 cm de la corona, que se vuelve a plantar. Córtense las raíces en trozos de 5 cm de largo y colóquense en cajas con suelo arenoso, cubriéndolas con una capa de 13 mm de espesor. Trasplante en la primavera siguiente. Divídanse las matas en otoño o primavera. Phlox se puede propagar in vitro usando explantes de tallo.

Planta araña. Véase *Clorophytum*.

Planta polvo de oro (*Aucuba japonica* "Variegata"). Se propaga por estacas de tallo con hojas, bajo niebla, que enraizan con facilidad o por estacas de raíz. Crece bien en la sombra.

Polemonium spp. Escala de Jacob. Perenne rústica. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20-30 °C. Divida las matas o haga enraizar estacas de tallo.

Polygonatum tuberosum. Tuberosa. Perenne delicada de bulbo. Se produce separando los hijuelos en la época de plantar. Los bulbos pequeños tardan más de un año en florecer. Divida las matas cada 4 años.

Portulaca grandiflora. Rosa de musgo. Anual semirrústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C, respondiendo a la luz. (4) Se resiembra sola.

Primula obconica. Prímula. Perenne delicada que se cultiva como anual. Las semillas germinan bien en un invernadero frío o después de someterlas en 3 a 4 semanas a 12-32 °C. Las semillas son muy pequeñas y responden a la luz, por lo cual no deben cubrirse. *Primula malacoides* Prímula de hadas. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. *Primula sinensis.* Prímula de China. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20 °C. En estas especies las cultivadas de flores dobles no producen semillas y se les propaga por estacas tomadas en primavera o por división. Otras especies de *Primula* spp. Perennes rústicas que se cultivan al exterior. Las semillas germinan en 3 a 6 semanas a 20 °C, pero algunas especies pueden necesitar temperaturas menores. Es mejor recolectar las semillas y sembrarlas tan pronto como maduren en otoño. Las estacas tomadas en primavera enraizan con facilidad. Las matas se dividen justamente después de la floración.

Ranunculus asiaticus. Ranúnculo de turbante o persa. Perenne delicada. Las semillas germinan en 1 a 4 semanas a 20 °C. Se cultiva a partir de raíces tuberosas que se pueden dividir. *Ranunculus* spp. Ranúnculo. Perenne rústica. Las semillas germinan en 1 a 4 semanas a 20 °C. Siembre las semillas tan pronto como maduren. Divida las plantas en primavera o en otoño.

Reseda odorata. Reseda. Anual rústica. Las semillas no se deben cubrir, germinan en 2 a 3 semanas a 12 °C y responden a la luz. (4)

Ricinus communis. Ricino. Remoje las semillas en agua 24 h o ráyelas con una lima antes de sembrarlas. Plante cada semilla en macetas individuales y trasplántelas a la intemperie cuando haya pasado el riesgo de heladas. Las semillas son venenosas.

Rudbeckia spp. Flor de cono. Especies anuales, bienales y perennes rústicas. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. Las clases perennes se propagan por división. Se resiembran naturalmente.

Saintpaulia ionantha. Violeta africana. (31, 34, 66) Perenne tropical. Se propaga por semillas, división o estacas. Las semillas, muy pequeñas, que germinan en 3 a 4 semanas a 30 °C no se deben cubrir. Las plántulas son susceptibles al ahogamiento. Para mantener cultivares se necesitan métodos vegetativos. Las plantas se pueden dividir. Las estacas de hoja (pecíolo y lámina) enraizan con facilidad ya sea en un medio de enraizamiento o en agua. La propagación rápida en gran escala puede lograrse con técnicas de cultivo in vitro usando secciones del pecíolo. (9, 14, 56).

Salpiglossis sinuata. Lengua pintada. Anual semirrústica. Las semillas germinan con dificultad, pero algunas lo hacen de 1 a 3 semanas a 20-30 °C. Iníciase bajo techo en macetas de turba. Se puede propagar usando técnicas de cultivo in vitro. (40)

Salvia splendens. Salvia escarlata. Perenne delicada que se cultiva como anual. Póngase a germinar las semillas a 20-30 °C y luego cultívense con temperatura nocturna de 13 °C. Las estacas de madera suave tomadas en otoño enraizan con facilidad.

Salvia spp. Salvia. Especies anuales, bienales y perennes. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C y es posible que respondan a la luz. (4) Remoje muy bien las cajas y no vuelva a regar sino hasta que broten. También crecen bien bajo niebla. (6) Las estacas de madera suave tomadas de brotes jóvenes, de 7.5 a 10 cm de largo enraizan con facilidad. Las plantas se pueden dividir, pero esas divisiones no se recuperan con facilidad.

Sansevieria trifasciata y **S. "hahnii"** (forma enana). Césped de arco. Víbora. Perenne tropical. Las plantas crecen a partir de un rizoma, que se puede dividir con facilidad. Las hojas se pueden cortar en secciones de varios centímetros de largo e insertarlas en un medio de enraice, desarrollándose en su base nuevos tallos y raíces. La forma variegada **S. f. "Laurentii"** es una quimera, que sólo se puede mantener por división.

Sanvitalia procumbens. Zinnia rastrera. Anual rústica. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20 °C y es posible que respondan a la luz. (4) Siémbrense en su sitio en primavera o en el otoño en climas benignos.

Saponaria officinalis. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Las plantas se extienden con rapidez mediante un tallo subterráneo rastrero que se puede dividir.

Saponaria vacaria. Hierba de jabón. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C.

Saxifraga spp. Muchas especies e híbridos interesantes y poco comunes. En su mayoría son perennes rústicas. Las semillas germinan con facilidad, de preferencia se les siembra cuando maduran. Algunos híbridos y cultivares se mantienen sólo con métodos vegetativos. La mayoría de las plantas crecen como pequeñas rosetas y se propagan con facilidad haciendo estacas pequeñas de rosetas individuales que se toman después de la floración. Las plantas se pueden dividir en primavera o en otoño. **S. stolomifera.** Geranio fresa. Es una perenne delicada que se reproduce por estolones.

Scabiosa spp. Flor de alfilerero. Especies anuales y perennes rústicas. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. Los tipos perennes se pueden dividir.

Schefflera arboricola. Se puede propagar con facilidad por semillas, estacas o acodos aéreos. (60)

Schizanthus spp. Flor de mariposa. Anual delicada. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 12 °C y son sensibles a las temperaturas elevadas. (4) Siémbrese en el otoño para obtener una floración temprana en primavera bajo techo o a principios de primavera para trasplantar al exterior y así florezcan en verano.

Scilla spp. Escila. Comprende varias especies perennes, rústicas bulbosas, que florecen en primavera. Saque las plantas cuando las hojas mueren en verano y separe los bulbillos. *S. autumnalis* se planta en primavera y florece en otoño.

Sedum. Véase Suculentas.

Sempervivum. Véase Suculentas.

Senecio cineraria. Cineraria. Estas plantas perennes delicadas se cultivan como anuales. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Las estacas de puntas de tallos enraizan con rapidez si se tratan con IBA y se colocan bajo niebla con calor en el fondo.

Sinningia speciosa. Gloxinia. Perenne tropical. Por lo común se cultiva de semillas, las cuales son muy pequeñas y requieren luz. Siémbrense sin cubrirlas en un medio de musgo turboso bien drenado. Germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Para reproducir cultivares se requieren métodos vegetativos. Las plantas crecen a partir de raíces tuberosas en las que se produce una roseta de hojas. Las raíces se pueden dividir como se describió para las begonias tuberosas. Las estacas de madera suave o de hoja, tomadas en primavera de brotes que salen de las raíces tuberosas enraizan con facilidad.

Stokesia laevis. Margarita Stokes. Perenne rústica. Las semillas germinan en 4 a 6 semanas a 20-30 °C y las plantas florecen el primer año. Háganse estacas de raíz o divídanse las matas en primavera.

Strelitzia reginae. Ave del paraíso. Esta perenne tropical crece a partir de rizomas, pudiéndose dividir en primavera, o de pequeños hijuelos que se pueden separar, y plantar en una mezcla para macetas. Las semillas se deben sembrar en condiciones cálidas, debiéndose usar frescas para evitar la impermeabilidad de la cubierta.

Suculentas. (20, 22, 48, 59) Este grupo hortícola definido en forma imprecisa incluye muchos géneros como: *Agave*, *Aloe*, *Crassula*, *Echevaria*, *Euphorbia*, *Hoya*, *Kalanchoe*, *Portulacaria*, *Sedum*, *Yucca*. Son plantas con tallos carnosos y hojas que almacenan agua o plantas muy resistentes a la sequía. La mayoría de ellas son perennes semirrústicas o delicadas. Es posible propagarlas por semilla, aunque las plantas jóvenes son a menudo lentas para desarrollarse y florecer. Es mejor hacer germinar las semillas bajo techo con temperaturas diurnas elevadas de 29 a 35 °C. Las plántulas son susceptibles al ahogamiento.

Las estacas de la mayoría de las especies enraizan con facilidad tanto de tallo, de hoja con yema como de hoja, en un medio de turba-perlita 1:1. Se deben exponer al aire libre o insertarse en arena seca unos cuantos días para permitir que se desarrolle callo sobre el extremo cortado. Algunas necesitan protección contra la desecación durante el enraizamiento. Ciertas especies se pueden reproducir separando los hijuelos. El injerto es posible como se describió para

los cactus (véase la Fig. 11-5). Algunas suculentas, como *Kalanchoe*, se pueden propagar con métodos de cultivo in vitro. (55)

Tagetes spp. Clavelón cempasúchil. Anuales delicadas. Las semillas germinan con facilidad en 1 semana a 20-30 °C, y a veces responden a la luz. (4) Siémbrense en su sitio en primavera después de las heladas.

Thalictrum spp. Ruda de los prados. Perenne rústica. Las semillas germinan en 4 a 6 semanas a 20 °C. A veces se presentan semillas duras. Las plantas se pueden dividir en primavera u otoño.

Thermopsis caroliniana. Perennes delicadas o rústicas. Usese semilla fresca, que germina en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. Las plantas se pueden dividir, pero es mejor no disturbarlas.

Thunbergia spp. Enredadera de reloj. Perennes delicadas que se cultivan como anuales. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C, pero las plántulas crecen con lentitud. Las estacas de madera suave tomadas de brotes nuevos enraizan con facilidad.

Thymus spp. Tomillo. Perennes rústicas. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 12-32 °C. A veces la germinación es estimulada por la luz. Se puede multiplicar por división o por estacas de madera suave tomadas en verano.

Ti. Véase *Cordyline terminalis*.

Tigridia pavonia. Flor del tigre. Perennes delicadas, bulbosas. Plante los bulbos en primavera y sáquelos en otoño cuando se sequen las hojas. Se multiplican separando los bulbillos pequeños justamente antes de plantarlas. Se inician con facilidad por semilla.

Tithonia rotundifolia. Girasol mexicano. Perenne delicada que se cultiva como anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C.

Tolmiea menziesii. Millonaria. Las plantitas nuevas se forman en la cara superior de las hojas. Estas plantitas se separan y el pecíolo se entierra en el medio de enraizamiento a la profundidad de la nueva planta, la cual reanuda su crecimiento.

Torenia fournieri. Torenia. Perenne delicada. Las semillas germinan en 2 semanas a 20-30 °C.

Trachymene caerulea. Flor de encaje. Perenne delicada. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C.

Trollius spp. Flor de golbo. Perenne rústica. Siémbrense en otoño. También se multiplica por división de matas.

Tropaeolum majus. Mastuerzo. Perenne delicada que se cultiva como anual. Plante las semillas en su sitio, germinando en 1 a 3 semanas a 20 °C, pero son difíciles de trasplantar. Las formas con dobles se deben propagar vegetativamente, de ordinario por estacas de madera suave.

Tulipa spp. y cultivares híbridos. Tulipán. Perennes rústicas del bulbo. Plántense los bulbos en otoño para que florezcan en primavera. Las semillas se usan para reproducir especies y para la obtención de nuevas variedades. Germinan con facilidad si se plantan tan pronto como maduran. Los métodos vegetativos incluyen la separación de bulbos hijuelos en otoño. Los bulbos

de diferente tamaño se plantan por separado, ya que el tiempo necesario para que florezcan varía con su tamaño. Para detalles del procedimiento véase el Cap. 15.

Valeriana officinalis. Valeriana. Perenne rústica. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 12-32 °C. Se pueden obtener nuevas plantas dividiendo las matas.

Venidium fastuosum. Venidium. Anual semirrústica. Las semillas germinan en 4 a 6 semanas a 20-30 °C o sembradas a la intemperie a 10-13 °C.

Verbascum spp. Verbasco. Perennes rústicas o bienales. Las semillas son lentas para germinar; la mejor temperatura es de 30 °C. Las cultivares denominadas se propagan por estacas de raíz tomadas al principio de la primavera.

Verbena hybrida. Verbena. Perenne delicada que se cultiva como anual. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20-30 °C, en ocasiones estimuladas por la luz. (4) Se puede propagar por estacas de madera suave tomadas en verano. *V. canadensis.* Verbena de mata. Perenne rústica que florece el primer año a partir de semilla. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 12-32 °C. Las plantas se pueden propagar por división o por estacas de madera suave.

Veronica spp. Verónica. Perennes rústicas. Las semillas germinan en 2 semanas a 12-32 °C. Las plantas se multiplican por división en primavera u otoño o por estacas de madera suave tomadas en primavera o verano.

Vinca major. Vinca. Perenne delicada. Se propaga por división o por estacas de madera suave tomadas en verano. *V. minor* Perivinca. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Se propaga con facilidad por estacas de madera suave o por división. *V. rosea.* Perivinca de Madagascar. Perenne delicada que se cultiva como anual. Se propaga igual que las otras especies. Se inicia por semillas puestas a germinar a 20 °C.

Viola cornuta Violeta con cuernos. Pensamiento de macollo. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 12-32 °C. Las semillas de algunas cultivares necesitan luz. La propagación vegetativa se hace por estacas tomadas de brotes nuevos obtenidos por poda severa en el otoño. También se pueden dividir las matas. *V. tricolor hortensis.* Pensamiento. Perenne rústica o semirrústica de vida corta a menudo cultivada como anual. Por lo general, se propaga por semillas como se describe para *V. cornuta*, pero también se puede multiplicar por estacas o por división. *Viola odorata.* Violeta de olor. Perennes de delicadas a semirrústicas. Se cultiva a partir de tallos de tipo rizoma, los cuales pueden separarse de otros en la corona, cuando tienen algunas raíces, y tratarse como estacas. Especies de *Viola.* Muchas especies perennes rústicas. Se cultivan a partir de semilla como las anteriores, pero la germinación puede ser lenta y es mejor exponer las semillas al frío antes de plantarlas. Muchas especies producen semillas en flores inconspicuas, cerradas (cleistógamas) cerca del suelo, mientras que las flores conspicuas y vistosas producen poca o ninguna semilla. Estas plantas se pueden reproducir también por estacas o por división.

Violeta africana. Véase Saintpaulia.

Yucca spp. Yuca. Perennes de delicadas a semirrústicas. Las semillas germinan a 20 °C, pero con lentitud y necesitan de 4 a 5 años para florecer. Son plantas monocotiledóneas, algunas

básicamente sin tallo y crecen como una roseta, mientras que otras tienen tallos cortos o largos. Los hijuelos que crecen alrededor de la base de las plantas se pueden separar y manejarse como estacas. A veces se pueden cortar ramas enteras o la punta de la planta unos centímetros más abajo de donde llevan las hojas y volverse a plantar en suelo arenoso. Las secciones de tallos viejos, se pueden colocar en arena o en otro medio, en un invernadero cálido y los nuevos brotes laterales que se desarrollan pueden separarse y ponerse a enraizar.

Zantedeschia spp. Alcatraz. Varias especies, con exigencias de propagación semejantes. Perennes tropicales. Las plantas se cultivan de rizomas engrosados, que producen hijuelos o de brotes laterales enraizados que se separan y plantan.

Zebrina pendula. Judío errante. Se propaga con facilidad en cualquier estación por estacas de tallo.

Zinnia elegans y otras especies. Cartulina. Anual semirrústica de clima cálido. Las semillas germinan a la intemperie en una semana a 20-30 °C. A veces las semillas responden a la luz. (4)

BIBLIOGRAFIA

1. Apps, D. A., and C. W. Heuser. 1975. Vegetative propagation of *Hemerocallis*—including tissue culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:362-67.
2. Arditti, J. 1967. Factors affecting the germination of orchid seeds. *Bot. Rev.* 33:1-97.
3. ———. 1977. *Orchid biology*. Ithaca, N. Y.: Cornell Univ. Press.
4. Assn. Off. Seed Anal. 1970. Rules for seed testing. *Proc. Assn. Off. Seed Anal.* 60(2): 1-115.
5. Bailey, L. H., E. Z. Bailey, and Staff of Bailey Hortorium. 1976. *Hortus third*. New York: Macmillan.
6. Ball, V., ed. 1980. *The Ball red book* (13th ed.). Chicago: G. V. Ball Co.
7. Ball, V. 1977. Seed geraniums. Chapter 17 in *Ball bedding book*. West Chicago, Ill.: Geo. J. Ball, Inc.
8. Besemer, S. 1980. Carnations. In *Introduction to floriculture*, R. A. Larson, ed. New York: Academic Press.
9. Bilkey, P. C., B. H. McCown, and A. C. Hildebrandt. 1978. Micropropagation of African violet from petiole cross-sections. *HortScience* 13(1):37-38.
10. Burr, R. W. 1975. Mass production of Boston fern through tissue culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:122-24.
11. Bush, S. R., E. D. Earle, and R. W. Langhans. 1976. Plantlets from petal segments, petal epidermis, and shoot tips of the periclinal chimera, *Chrysanthemum morifolium* 'Indianapolis'. *Amer. Jour. Bot.* 63:729-37.
12. Carter, F. M. 1973. Grafting cacti. *Horticulture* 51(3):34-35.
13. Conover, C. A., and R. T. Poole. 1978. Production of *Ficus elastica* 'Decora' standards. *HortScience* 13(6):707-8.
14. Cooke, R. C. 1977. Tissue culture propagation of African violets. *HortScience* 12(6):549.
15. Dallon, J., Jr., and D. Durkin. 1972. Culturing geranium from seed. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 21:324-30.

16. Darrow, G. M., and F. G. Meyer, eds. 1968. *Day lily handbook*. American Horticultural Society, Vol. 47, No. 2.
17. Deburg, P., and J. DeWall. 1977. Mass propagation of *Ficus lyrata*. *Acta Hort.* 78:361-64.
18. Dodge, M. 1978. Propagation of named delphinium cultivars. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:496-98.
19. Earle, E. D., and R. W. Langhans. 1975. Carnation propagation from shoot tips cultured in liquid medium. *HortScience* 10(6):608-10.
20. Edinger, P., ed. 1970. *Succulents and cactus*. Menlo Park, Calif.: Lane.
21. Gilbertson-Ferriss, T. L., and H. F. Wilkins. 1977. Factors influencing seed germination of *Freesia refracta* Klatt cv. Royal Mix. *HortScience* 12(6):572-73.
22. Haage, W. 1963. *Cacti and succulents*. New York: E. P. Dutton.
23. Hammer, P. A. 1976. Stolon formation in *Chlorophytum*. *HortScience* 11(6):570-72.
24. Hawkes, A. D. 1961. *Orchids, their botany and culture*. New York: Harper & Row, Pub.
25. Henny, R. J. 1978. *In vitro* propagation of *Peperomia* 'Red Ripple' from leaf discs. *HortScience* 13(2):150-51.
26. Higaki, T., and D. P. Watson. 1973. Anthurium culture in Hawaii. *Univ. Hawaii Coop. Ext. Ser. Cir.* 420.
27. Holley, W. D., and R. Baker. 1963. *Carnation production*. Dubuque, Iowa: William C. Brown Co., Publishers.
28. Hosoki, T., and T. Asahira. 1980. *In vitro* propagation of bromeliads in liquid culture. *HortScience* 15(5):603-4.
29. Hull, Helen. 1969. Handbook on ferns. *Plants and Gardens* 25(1):1-77.
30. Hussey, G. 1975. Totipotency in tissue explants of some members of the Liliaceae, Iridaceae, and Amaryllidaceae. *Jour. Exp. Bot.* 26:253-62.
31. Jackson, H. C. 1975. Propagation and culture of African violets. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:269-71.
32. Johnson, B. B. 1978. *In vitro* propagation of gloxinia from leaf explants. *HortScience* 13(2):149-50.
33. Knauss, J. F. 1976. A partial tissue culture method for pathogen-free propagation of selected ferns from spores. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 89:363-65.
34. Kramer, J. 1971. *How to grow African violets* (4th ed.). Menlo Park, Calif.: Lane.
35. Kunisaki, J. T. 1975. *In vitro* propagation of *Cordyline terminalis* (L.) Kurth. *HortScience* 10(6):601-2.
36. ———. 1980. *In vitro* propagation of *Anthurium andreanum* Lind. *HortScience* 15(4):508-9.
37. Kusey, W. E., Jr., P. A. Hammer, and T. C. Weiler. 1980. *In vitro* propagation of *Gypsophila paniculata* L. 'Bristol Fairy'. *HortScience* 15(5):600-601.
38. Lane, B. C. 1981. A procedure for propagating ferns from spore using a nutrient agar solution. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:94-97.
39. Lyons, R. E., and R. E. Widmer. 1980. Origin and historical aspects of *Cyclamen persicum* Mill. *HortScience* 15(2):132:35.
40. Lee, C. W., R. M. Skirvin, A. I. Soltero, and J. Janick. 1977. Tissue culture of *Salpiglossis sinuata* L. from leaf discs. *HortScience* 12(6):547-49.
41. Makino, R. K., P. J. Makino, and T. Murashige. 1977. Rapid cloning of *Ficus* cultivars through application of *in vitro* methodology. *In Vitro* 13(3):160.

42. Meyer, M. M. 1976. Propagation of daylilies by tissue culture. *HortScience* 11(5): 485-87.
43. Mikkelsen, E. P., and K. C. Sink, Jr. 1978. *In vitro* propagation of Rieger Elatior begonias. *HortScience* 13(3):242-44.
44. McMillan, R. N. 1980. Cyclamen production problems. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:173-76.
45. McRae, E. A. 1978. Commercial propagation of lilies. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:166-69.
46. Morel, G. M. 1966. Meristem culture: Clonal propagation of orchids. *Orchid Digest* 30(2):45-49.
47. Murashige, T., M. Serpa, and J. B. Jones. 1974. Clonal multiplication of gerbera through tissue culture. *HortScience* 9(3):175-80.
48. Perl, P. 1978. *Cacti and succulents*. Alexandria, Va.: Time-Life Books.
49. ———. 1977. *Ferns*. Alexandria, Va.: Time-Life Books.
50. Post, K. 1949. *Florist crop production and marketing*. New York: Orange-Judd Publishing.
51. Raward, I. D. 1975. Propagation of *Codiaeum* (croton) by tip cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:386.
52. Roberts, D. J. 1965. Modern propagation of ferns. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 15:317-21.
53. Rockwell, F. F., G. C. Grayson, and J. de Graff. 1961. *The complete book of lilies*. Garden City, N. Y.: Doubleday.
54. Sheerin, P. 1974. Propagation of various types of begonia. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 24:292-93.
55. Smith, R. H., and A. E. Nightingale. 1979. *In vitro* propagation of *Kalanchoe*. *HortScience* 14(1):20.
56. Start, N. D., and B. G. Cumming. 1976. *In vitro* propagation of *Saintpaulia ionantha* Wendl. *HortScience* 11(3):204-6.
57. Stoltz, L. P. 1977. Growth regulator effects on growth and development of excised mature iris embryo *in vitro*. *HortScience* 12(5):495-96.
58. Skelsey, A. 1978. *Orchids*. Alexandria, Va.: Time-Life Books.
59. Stefanis, J. P., and R. W. Langhans. 1980. Factors affecting the production and propagation of xerophytic succulent species. *HortScience* 15(4):504-5.
60. Stewart, J., and E. Hennessy. 1981. *Orchids of Africa*. Boston: Houghton Mifflin.
61. Stimart, D. P., and P. D. Ascher. 1978. Tissue culture of bulb scale sections for asexual propagation of *Lilium longiflorum* Thumb. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 103:182-84.
62. Thorn-Horst, A., R. K. Horst, S. H. Smith, and W. A. Ogleree. 1977. A virus-indexing tissue culture system for geraniums. *Flor. Rev.* 160(4148):28-29, 72-74.
63. Tjosvold, S. 1978. Uniform spore dispersal on warm nutrient agar solution. *Univ. Calif. Nursery and Flower Rpt.* Summer issue.
64. Widmer, R. E. 1980. Cyclamens. In *Introduction to floriculture*, R. A. Larson, ed. New York: Academic Press.
65. Wildern, J. A., and R. A. Criley. 1975. Cytokinins increase shoot production from leaves of begonia. *The Plant Propagator* 20(4) and 21(1):7-9.
66. Wilson, H. V. 1980. *Saintpaulia* species. *Amer. Hort.* 58(6):35-39.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

- BALL, V. 1980. *Ball bedding book* (13th ed.). West Chicago, Ill.: Geo. J. Ball, Inc.
- CROCKETT, J. U. 1971. *Annuals*. New York: Time-Life Books.
- . 1972. *Perennials*. New York: Time-Life Books.
- . 1972. *Foliage house plants*. New York: Time-Life Books.
- GILES, F. A., R. M. KEITH, and D. C. SAUPE. 1980. *Herbaceous perennials*. Reston, Va.: Reston.
- GRAF, A. B. 1974. *Exotica 3: Pictorial cyclopedia of exotic plants from tropical and near-tropical regions* (7th ed.). East Rutherford, N.J.: Roehrs Company.
- INTERNATIONAL BEDDING PLANT CONFERENCE. *Annual Proceedings*.
- INTERNATIONAL PLANT PROPAGATORS' SOCIETY. *Proceedings of Annual Meetings*.
- JOINER, J. N., ed. 1981. *Foliage plant production*. Englewood Cliffs, N.J.: Prentice-Hall.
- LARSON, R. A., ed. 1980. *Introduction to floriculture*. New York: Academic Press.
- LAURIE, A., D. C. KIPLINGER, and K. S. NELSON. 1979. *Commercial flower forcing* (8th ed.). New York: McGraw-Hill.
- MASTALERZ, J. W., ed. 1976. *Bedding plants* (2nd ed.). University Park, Pa.: Pennsylvania State Univ.
- NEEL, P. L. 1979. Macropropagation of tropical plants as practiced in Florida. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:468-80.
- NELSON, K. S. 1978. *Flower and plant production in the greenhouse* (3rd ed.). Danville, Ill.: Interstate.
- REILLY, A. 1978. *Park's success with seeds*. Greenwood, S. C.: Geo. W. Park Seed Co., Inc.
- ZILLIS, M., D. ZWAGERMAN, D. LAMBERTS, and L. KURTZ. 1979. Commercial propagation of perennials by tissue culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:404-13.

Esta obra se terminó de imprimir en octubre de 1997
en los talleres de Litográfica INGRAMEX, S.A. de C.V.
Centeno No. 162 Local 1, Col. Granjas Esmeralda
C.P. 09810, México, D.F.

Esta obra se ha escrito principalmente como libro de texto para cursos de propagación de plantas a nivel universitario. Proporciona información concerniente a los principios fundamentales involucrados en la propagación de plantas y sirve, además, como un manual que describe técnicas útiles en esa actividad. Se ha supuesto que los estudiantes que lo utilicen tienen una preparación previa, recibida en cursos de biología o de botánica en escuelas secundarias o universitarias, aunque los capítulos que cubren las técnicas de propagación de plantas se pueden manejar con éxito sin esa preparación.

Este libro cubre todos los aspectos de la propagación de plantas superiores, tanto sexual como asexual, en especial con los esfuerzos desarrollados por el hombre para incrementar su número, en contraste con la reproducción de plantas en la naturaleza.

El texto está organizado en cinco unidades principales: La primera, formada por dos capítulos, cubre la información general relativa a los diversos tipos de propagación así como a las instalaciones, equipo y material necesarios, nomenclatura y sociedades que apoyan actividades de propagación. La segunda unidad, que se constituye de cinco capítulos, trata de la producción de semillas y los métodos para usarlas en la producción sexual de nuevas plantas. En la tercera, formada de siete capítulos, se consideran los tipos de propagación asexual o vegetativa: el uso de estacas, injertos de púa y de yema, acodamiento, hijuelos, y trepadoras; así como el uso de estructuras especializadas, tales como: bulbos, rizomas, tubérculos y cormos para producir nuevas plantas. La cuarta unidad comprende dos capítulos que tratan de la micropropagación, un campo relativamente nuevo y de gran interés en el que se hace uso de los métodos asépticos para cultivar pequeñas porciones de plantas para regeneración sexual o asexual, en condiciones confinadas, de grandes números de plantas nuevas. La quinta unidad la forman tres capítulos en los que se presentan, en formato enciclopédico, los métodos de propagación más aceptados para los cultivos importantes de frutas y nueces de los principales árboles y arbustos ornamentales y de plantas herbáceas anuales y perennes que con más frecuencia tienen un uso ornamental.

En este libro, al considerar las diversas formas en que se pueden propagar las plantas (por semillas, estacas, injertos, etc.), se han separado en capítulos diferentes los aspectos teóricos de las técnicas implicadas. Por ejemplo, los principios botánicos básicos en que se sustentan los injertos de púa y de yema se han expuesto en un capítulo, mientras que los diversos métodos para ejecutarlos se describen en los dos siguientes. Aunque algunos lectores tienen un gran interés por los principios fundamentales de la propagación de las plantas, el interés de otros puede orientarse principalmente a las técnicas implicadas.

En cada tema se incluyen una extensa bibliografía de la literatura de investigación importante y en la mayoría de los temas se sugieren lecturas complementarias. En estos trabajos especializados se tratan los tópicos con mayor extensión de la que es posible en este libro. Dichas referencias serán de valor para quienes deseen estudiar un tópico con mayor profundidad.



ISBN 968-26-0789-2



9 789682 607899

COMPAÑÍA EDITORIAL CONTINENTAL, S.A. DE C.V.
MÉXICO