

Manejo de Malezas Problema



Sorgo de Alepo

Sorghum halepense (L.) Persoon

Bases para su manejo y control
en sistemas de producción.

ISSN N° 2250-5350

Manejo de malezas problema

SORGO DE ALEPO: *Sorghum halepense* (L.) Persoon.
Bases para su manejo y control en sistemas de producción

Autor: Eduardo Sixto Leguizamón
Profesor titular / Investigador del CONICET. Departamento de Sistemas de Producción Vegetal.
Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Rosario.

5.000 ejemplares. Septiembre de 2012.

Editora Responsable – REM - AAPRESID
Paraguay 777, piso 8, oficinas 3 y 4 – 2000, Rosario, Santa Fe, Argentina.

Impreso en Imprenta Tecnigráfica,
Av. Pte. Perón 3747 (ex Godoy) / Tel.Fax: (0341) 432-5648, Rosario, Rep. Argentina.

La presente publicación se realizó
gracias a los aportes de las siguientes empresas:



Fuentes de las fotografías

Izquierda: http://www.missouriplants.com/Grasses/Sorghum_halepense_page.html.

Centro: S. Dewey. Utah State University. Bugwood org.

Derecha: M.M.Vila Aiub (IFEVA-UBA).



Prefacio

Esta publicación constituye la segunda de una serie que ha sido diseñada para aportar una revisión y puesta al día de las características biológicas y de los herbicidas disponibles para las especies que, en la actualidad, exhiben alta frecuencia de aparición en barbechos y cultivos, muchas de las cuales se han seleccionado en el marco de sistemas de siembra directa y uso intensivo de glifosato y que en la actualidad exhiben tolerancia o resistencia a este herbicida.

En el caso de *Sorgo de Alepo* resulta muy importante destacar que más de los 2/3 de la información compendiada en esta publicación es fruto de investigaciones realizadas en la Argentina y, gran parte de ella, ha sido publicada por las Estaciones Experimentales y las Universidades, localmente y en el exterior.





In memoriam

A la memoria del Ing. Agr. Agustín Mitidieri, notable investigador de la Estación Experimental Agropecuaria INTA San Pedro, Coordinador del Programa Nacional de Malezas del INTA y profesor-organizador del Curso de Disherbología en la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Rosario.

Mitidieri poseía una gran capacidad de trabajo, organización y gestión, desde una óptica aplicada. Con gran sensatez delineó y promovió muchos de los experimentos, investigaciones y actividades de extensión que se realizaron para conocer tanto la biología de la maleza como el desarrollo y manejo de herbicidas para su control racional, en el marco de sistemas de producción.

Sus valores humanos permanecen muy frescos en la memoria de las personas que tuvieron el placer de compartir muchos momentos de planificación, trabajo fecundo y análisis de resultados en las décadas del 70 y del 80.

SORGO DE ALEPO: *Sorghum halepense* (L.) Persoon.

Bases para su manejo y control en sistemas de producción

Introducción

El Sorgo de Alepo, introducido como forrajera a principios del siglo pasado, fue declarado plaga de la agricultura en 1930. En 1951 se prohibió su siembra y multiplicación en todo el territorio nacional (Ley 4863, Decreto Ley 6704 y Disposiciones complementarias) **(50)**.

Hacia fines de la década de 1960, el sorgo de Alepo constituía un problema de gran envergadura: niveles de infestación de rizomas que alcanzaban 5 toneladas/ha, eran muy frecuentes. En esos campos, la maleza no sólo producía pérdidas de rendimiento muy significativas, sino que también condicionaba la secuencia de cultivos, llegando incluso a disminuir el valor de la tierra **(51)**. El control mecánico era la táctica de control más frecuente, incluyendo el uso de herramientas específicas. Todas ellas tenían como fin aumentar la exposición de los rizomas a las condiciones adversas del invierno y el verano. En ese momento, los únicos herbicidas disponibles eran MSMA¹ y Dalapon.

El manejo de esta maleza se abordó integralmente hacia mediados de 1970: sobre la base de investigación biológica y aplicada, desarrollada en las Universidades y en el INTA se inició un proyecto de investigación y extensión de alcance nacional (Plan Piloto Salto-INTA) cuya meta era difundir un programa de manejo integrado de la maleza basado en rotaciones, cultivos invernales de cobertura, control mecánico y herbicidas **(52)**.

¹Monosodio Metil Arsonato (Organoarsenical).

Hacia fines de 1970, surge la tecnología de pulverización de Trifluralina² en doble dosis, primera opción selectiva para soja, mientras emergía el glifosato, muy costoso (U\$S 25/litro) y por entonces no selectivo. Con la difusión del cultivo de soja, la optimización de su manejo y la disponibilidad de una creciente gama de herbicidas de pre-siembra y fundamentalmente selectivos de post-emergencia (**52**) para éste y otros cultivos, se inició una disminución generalizada de su abundancia: así lo corrobora una encuesta de principios de la década del '90 (**38**), que indicaba para esta especie, una reducción significativa de su frecuencia y una percepción de los agricultores que la incidencia de la maleza se encontraba en franca y notoria disminución.

Cabe señalar que en la década del 80, un tratamiento con un graminicida para el control de la maleza en soja tenía un costo cercano a 4 qq/ha. El glifosato aún estaba limitado a su uso en equipos que permitían una aplicación selectiva (“sogas”, “rodillos”), en situaciones particulares (control de cebollín o gramón, renovación de pasturas, “manchoneos”) y en barbechos químicos, en el marco Los herbicidas desarrollados para el control de malezas perennes (*Cynodon dactylon*, *Cyperus rotundus* y sorgo de Alepo) en maíz, del grupo de los tiocarbamatos, también de alto costo, requerían ineludiblemente de su incorporación antes de la siembra y desaparecieron al generalizarse la siembra directa.

Centro de origen y difusión en el mundo

*Sorghum halepense*³ (L.) Persoon. Etimología: *halepense* (latín) de la ciudad de Halep (Aleppo) en Siria. Es una especie cosmopolita, originaria de la región mediterránea, si bien existe cierta controversia. Según Bhatti *et al.* (**3**), es muy probable que este tetraploide se haya originado como resultado de la duplicación del número de cromosomas ($2n = 40$) de una hibridación natural entre *Sorghum vulgare* y *Sorghum virgatum* en la región mediterránea del norte de Africa.

Está considerada una de las peores malezas en 53 países ubicados en un rango de latitudes muy amplio (55°N hasta 45°S) (**24**). Fue introducida en los EE.UU como un cultivo forrajero por el Sr. Johnson (“*Johnsongrass*”), un productor de Alabama y Carolina del Sur en 1840 (**44**) y ya hacia fines de la centuria, la especie se había extendido en una fracción importante de América del norte (**80**).

Derivado de una introgresión de *Sorghum halepense* con sorgos cultivados de origen desconocidos, el *Sorghum alnum* o “Sorgo negro” ($2n = 40$), fue descrito

²Herbicida de pre-siembra incorporado.

³Familia Poáceas, Sub-familia Panicoideas, Tribu Andropogóneas.

para la Argentina por Parodi en 1943 (58). Esta especie, similar en su aspecto a Sorgo de Alepo, tiene rizomas definidos y cariopses más oscuros.

Forma de vida y ciclo

El sorgo de Alepo es una gramínea de ciclo estival, perenne (5) (44). Presenta un ciclo anual de crecimiento que se inicia en primavera, fructificando en verano y multiplicándose a través de rizomas o semillas⁴. La fracción aérea no sobrevive a las bajas temperaturas del otoño tardío y del invierno⁵ (52).

Nombres vulgares

Sorgo de Alepo, sorguillo, maicillo, canutillo, pasto ruso, pasto polaco, cañota, pasto Johnson (5).

Código BAYER: SORHA

Descripción morfológica

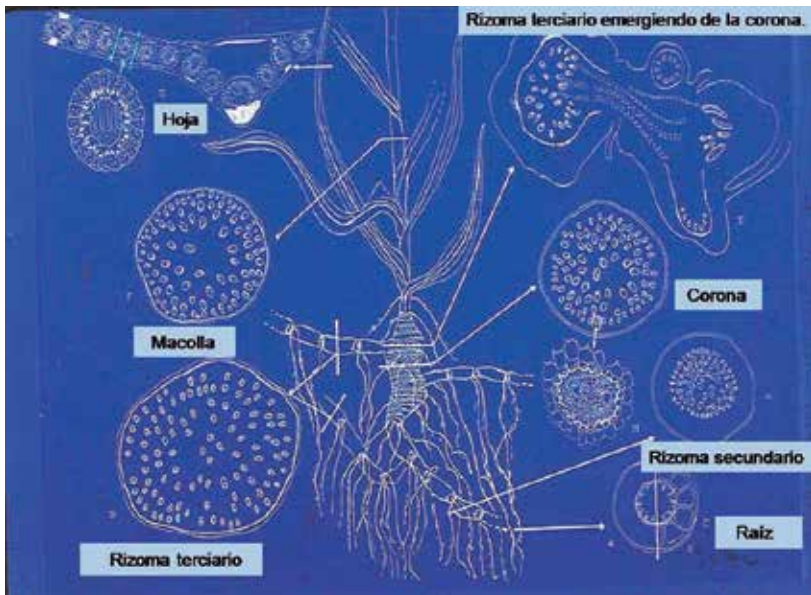


Fig. 1. Esquema de las partes de una planta adulta y diagramas en detalle de la disposición de los haces vasculares en cortes transversales observados al microscopio: Hojas y detalle (arriba-izq.), Macolla (centro-izq.), Rizoma terciario emergido de la Corona ó del rizoma secundario (abajo-izq.), conexión vascular o “rastros cambial” entre rizoma terciario y Corona (arriba-der.), Corona y detalle (centro-der.), Rizoma secundario y raíz (abajo-der.). Los esquemas no incluyen al rizoma original (“primario”) que originó a toda la estructura descrita (14).

⁴A partir de aquí se denomina “semilla” a lo que botánicamente es un fruto (cariopse).

⁵En las condiciones climáticas de la región pampeana.

Debe tenerse en cuenta que las descripciones y características anatómicas, morfológicas y fisiológicas, pueden exhibir grandes variaciones en función de biotipos, ecotipos (46) y formas híbridas (42).

En la Figura 1, se exhibe un esquema de los principales órganos y secciones de los haces vasculares para cada uno de ellos (14, 45, 49).

Rizomas

Son tallos subterráneos, de hasta 2 cm. de diámetro, con entrenudos de longitud muy variable (Figura 2), de color blanco-cremoso. La única yema de cada nudo, está cubierta por una catáfila parda que se prolonga hacia el entrenudo (Figuras 3 y 4). En este meristema internodal, es común la aparición de un color rojo vinoso o púrpúreo, síntoma inequívoco de la actividad de un herbicida gramínicida sistémico, luego de algunos días de su pulverización en la fracción aérea.



Fig. 2: rizomas terciarios.



Fig. 3: nudos y catáfilas.



Fig. 4: nuevo rizoma.

Corona

Es la parte del tallo ubicada inmediatamente por debajo de la superficie del suelo (Figura 5), a partir de la cual se originan los nuevos brotes o vástagos vegetativos (macollas) y rizomas. Presenta yemas que exhiben conexiones vasculares en diferente nivel de madurez o desarrollo con los haces principales (“silépticas”) (11), (Figura 6) y que se reactivan rápidamente cuando las macollas originales son destruidas por un herbicida o por un corte mecánico: la brotación y posterior generación de macollas a partir de este yemario, constituye una evidencia inequívoca de fallas en la actividad de un herbicida sistémico. La corona también exhibe células con acumulación de “globulolitas” de sílice, especialmente abundantes si la planta ha sufrido sequía (Figura 7) (14).



Fig. 5: corona y base de macollas, rizomas terciarios emergiendo de la corona y raíces.

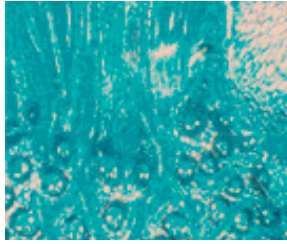


Fig. 6: conexión vascular corona/macolla.

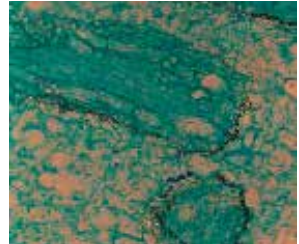


Fig. 7: globulolitas de sílice.

Macollas / Cañas floríferas

El vástago florífero (Figura 8) está constituido por cañas de médula seca que alcanzan 1.5-2 o más metros de altura que pueden ramificarse en los nudos inferiores. Forman extensas matas y, normalmente, rematan en una panoja. Luego de la aplicación de un herbicida sistémico, el meristema intercalar que se encuentra en la base de la caña florífera resulta dañado (Figura 9) y consecuentemente la misma puede extraerse fácilmente al traccionar con los dedos. Estas yemas pueden generar nuevos brotes cuando se realizan tratamientos con graminicidas (Fop's / Dim's) bajo condiciones ambientales muy adversas (sequía intensa) o cuando ha habido un error de dosificación (sub-dosis).



Fig. 8: caña florífera.



Fig. 9: caña con daño de herbicida en el meristema intercalar.

Hojas

Las hojas son lineales y anchas. Las vainas foliares son de márgenes abiertos, con ligula membranosa de ribete piloso y no poseen aurículas (Figura 10). Tanto el avance ontogénico como la condición de estrés ambiental aumentan el espesor y la complejidad de la capa cerosa de la cutícula (Figura 11) (4). Siendo ésta la principal barrera de penetración que debe sortear un herbicida, es natural que se requieran mayores dosis de herbicida cuando más se demora un tratamiento: en cualquier caso, los efectos son visibles luego de varios días. En la Figura 12 se pueden observar los síntomas típicos de un graminicida.



Fig. 10: vaina y lígula.

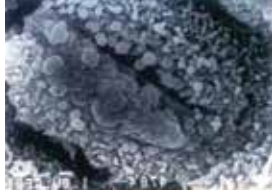


Fig. 11: ceras epicuticulares en el estoma.



Fig. 12: síntomas de herbicida Fop ó Dim.

Inflorescencias y cariopsis (“semillas”)

La inflorescencia es una panoja piramidal, de 20-40 cm de longitud (Figura 13). Las espiguillas son trifloras, aunque sólo una es fértil. Son caedizas, articuladas sobre el raquis o pedicelo. Las glumas y/o las espiguillas infértiles (Figura 14) suelen desaparecer en los tratamientos de limpieza que se realizan en la cosechadora o en máquinas de limpieza fijas, haciendo mucho más pequeño y difícil de diferenciar al cariopsis, que es aovado, comprimido, castaño oscuro de 2-3 mm de longitud. Aunque una panoja produce unas 250-350 semillas, se ha documentado hasta 28.000 semillas producidas en una planta aislada, sin competencia. La gran mayoría se desprende naturalmente (el 95 % de las semillas caen en la base de la planta) o por efectos mecánicos (molinete de la cosechadora) antes del invierno y/o de la cosecha del cultivo estival. Las semillas capturadas por la cosechadora y que se redispersan por la “cola” junto con los residuos de cosecha, constituye un proceso de alta relevancia en el éxito ecológico de la maleza (véase más adelante).



Fig. 13: panoja en el extremo de una caña florífera.



Fig. 14: cariopsis con la zona de fractura de la raquilla en la parte inferior y espiguillas no fértiles aún adheridas.

Biología y ecología poblacional

Área de dispersión en la Argentina

El rango de agroecosistemas invadidos en el país es muy amplio, abarcando desde los campos bajo regadío del valle del Río Colorado y de la región cuyana, hasta los sistemas de cultivos intensivos y extensivos de secano en la pampa ondulada, el NOA y el NEA. El Mapa de la Figura 15 exhibe la frecuencia en un relevamiento reciente (35): en regiones centrales de Santa Fe y Córdoba.

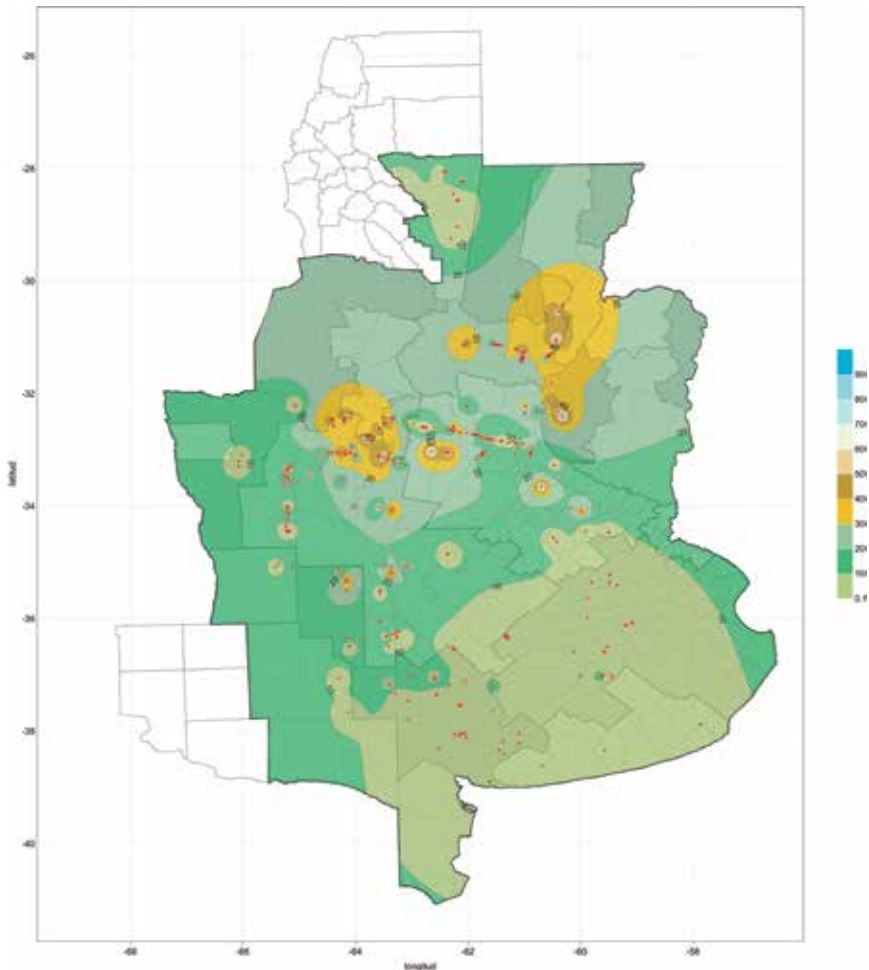


Fig. 15. Frecuencia de Sorgo de Alepo en campos cultivados de la región pampeana ampliada. Mapa construido con la información de 5000 puntos de muestreo en 250 sitios entre noviembre 2010 y enero 2011.

La misma ya ha ascendido a niveles elevados (30-50 %). El mapa de distribución, asociado a los atributos biológicos, el clima y el manejo de cultivos / uso de herbicidas permite construir “Mapas de riesgo” de la aparición de la resistencia, como se ha planteado recientemente.

Biología

En la región central del país, el crecimiento de esta maleza se inicia a partir de las yemas axilares o apicales de rizomas primarios que han sobrevivido el invierno, al aumentar la temperatura durante la primavera temprana: así aparecen en primer lugar rizomas secundarios que se transforman en macollas por encima de la superficie del suelo. Se forman posteriormente nuevas macollas y en su base, la corona empieza a aumentar de tamaño y complejidad y a partir de ésta se generan nuevos rizomas (terciarios) que suelen crecer y profundizar en todo el perfil arable. Estos rizomas perduran en el suelo durante la estación desfavorable y son los responsables de reiniciar el ciclo de la maleza en la primavera siguiente. Aunque más tardíamente, dado que la temperatura base de germinación de semillas desbloqueadas es mayor que la de los rizomas, la aparición del coleptile y la radícula sigue un proceso similar a cualquier gramínea anual. Sin embargo, las jóvenes plántulas también pueden producir rizomas.

Luego de los 40-50 días de la emergencia, es muy difícil establecer si la estructura aérea ha sido generada por rizomas o por semillas, salvo que se extraiga cuidadosamente el material subterráneo y se verifique la existencia del tipo de propágulo que le dió origen. Desde el punto de vista biológico, poblacional y de manejo, no existen diferencias entre las plantas adultas generadas por una semilla o un rizoma.

Reproducción sexual

Se considera que esta maleza es autógama pero no completa, exhibiendo un 6 a 8 % de alogamia. Promediando el ciclo favorable (inicios del verano), las macollas se inducen a floración: a partir de “panoja embuchada” el proceso de aparición de la panoja sigue un modelo sigmoide y la misma se despliega totalmente en unos 12-15 días (Leguizamón, no publicado), mientras avanza la floración, que es centrípeta y avanza desde la base hacia el ápice de la panoja.

La producción de panojas y el consecuente aporte de semillas al banco superficial del suelo (las semillas se empiezan a desprender de la panoja luego de unos 30 días de la emergencia de ésta), sigue un patrón bimodal: en el ambiente de un cultivo de maíz, el primer pico de producción de panojas ocurre en diciembre (58

% del total de panojas) y el segundo a fines del verano, aún cuando el 90 % de las semillas son aportadas por las panojas de aparición temprana **(65)**. El mismo comportamiento se ha observado para poblaciones vegetando en cultivos de soja: el primero de los flujos se observa hacia fines de febrero y el segundo durante mayo y abril **(67)**. La producción de semillas en stands muy densos de la maleza alcanza a 40.000, 15.000 y 5.000 semillas/m² en cultivos de maíz y avena o rastrojos, respectivamente **(16)**.

La dispersión de las semillas puede producirse a través de distintos agentes, como es el agua de irrigación (en los sistemas bajo riego) y también por escorrentía superficial en campos con pendiente en los sistemas de producción de secano. Los herbívoros que consumen esta maleza eliminan las semillas a través de las heces, con diferente nivel de dormición, sin pérdida de viabilidad **(18)** y las aves también puedan dispersar a esta maleza. Sin embargo, la fuente principal de dispersión (secundaria) es antrópica:

- a) En los granos o semillas para la siembra contaminadas.
- b) En el equipo de cosecha: muchas semillas pueden “viajar” largas distancias desde el sitio original, en todo el equipo de cosecha: sinfines, carros-tolva y vehículos complementarios, los que pueden incluso alojar semillas en la banda de rodamiento de sus neumáticos.

En un sitio determinado, las semillas aportadas al banco superficial del suelo pueden:

- a) Ser predadas.
- b) Incorporarse al banco profundo, formando parte de subpoblaciones que empiezan a experimentar diferentes niveles de desbloqueo (ver más adelante) ó bien,
- c) Germinar.

La predación de semillas suele ser muy importante si las mismas se encuentran en el banco superficial, alcanzando valores de hasta el 70 % de los aportes de un ciclo **(16)**. Participan en este importante proceso demográfico roedores granívoros (*Calomys* spp) entre otros **(7, 10)**, el cual disminuye sustancialmente cuando las semillas están cubiertas por una capa de suelo de sólo 1 cm **(65)**.

Las semillas recién dispersadas suelen exhibir elevada viabilidad (superior al 85 %) **(22)** y un alto grado de dormición **(27)**. Su longevidad en el suelo (Figura 16) está relacionada en forma directa con el aumento de profundidad y en forma inversa con la intensidad de la remoción **(31)**.

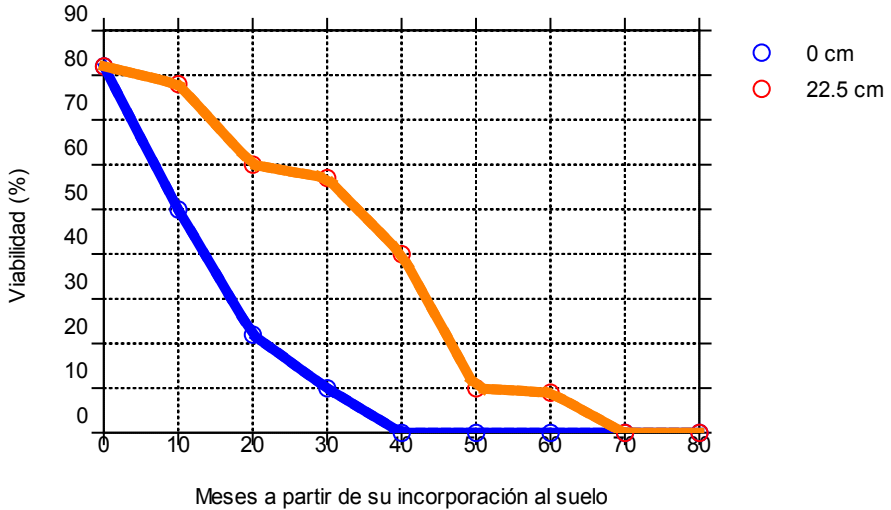


Fig. 16: Viabilidad de semillas ubicadas en dos niveles del perfil del suelo no labrado.

En el banco del suelo se suelen encontrar fracciones o subpoblaciones de semillas con diferente nivel de dormición y diferentes requerimientos para su desbloqueo: este mecanismo evolutivo permite a las semillas no sólo detectar la existencia de canopeo, sino también “censar” la profundidad a la que se encuentran, ambos relacionados con sus chances de éxito luego de la emergencia (2). Una vez desbloqueadas, las semillas requieren de una temperatura base de 8 °C para germinar, aunque este proceso responde positivamente al aumento de la amplitud térmica. La dinámica de la emergencia en sistemas bajo cultivo de las plántulas producidas por semillas desbloqueadas es un proceso de gran importancia en el éxito ecológico de la maleza (19). El mismo se ha estudiado tanto en labranza convencional (36,71) como en siembra directa (37): el modelo de la Figura 17 muestra la acumulación de plántulas emergidas, a partir del 1 de Agosto en función del tiempo térmico en el suelo.

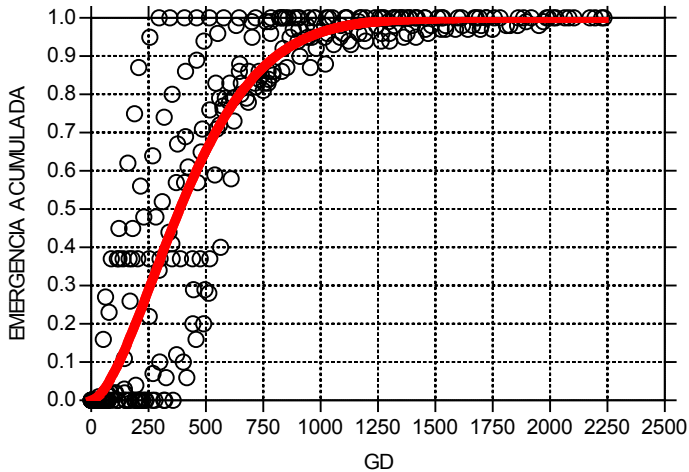


Fig. 17: modelo de emergencia de plántulas, construido con los datos experimentales de cuatro localidades del área pampeana. Grados-Día acumulados con una T_b en suelo = 8.5 °C a partir del 1 de Agosto.

Las plántulas (Figura 18) pueden producir rizomas luego de unos 35 a 40 días del inicio de la emergencia (Figura 19). Estos rizomas, al alcanzar su tamaño máximo, no se diferencian de los rizomas producidos por plantas de origen asexual y exhiben un comportamiento similar. Tanto la magnitud de germinación de semillas-aparición de plántulas como la producción de rizomas está fuerte y negativamente influenciada por la densidad de plantas previamente instaladas y ya adultas.

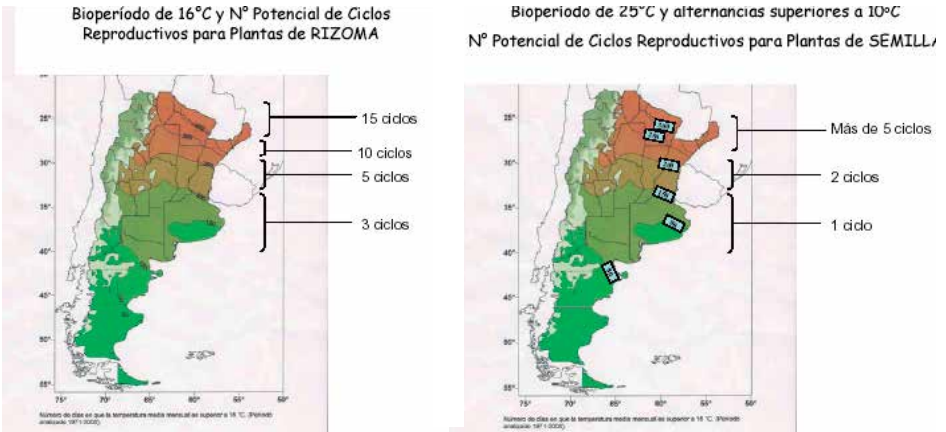


Fig. 18: plántula recientemente emergida.



Fig. 19: plántula de unos 35-40 días, con nuevo rizoma. La flecha de la izquierda señala la semilla, la de la izquierda, el rizoma de reciente formación.

La gran diferencia del funcionamiento de las poblaciones en el NOA y el NEA respecto de las del área pampeana, es que aquellas están caracterizadas por un mayor éxito demográfico (menor mortalidad) y un mayor número de generaciones posibles, muy probablemente debido a las condiciones climáticas más favorables (Figuras 20 a y b) (15).



Figs. 20 a y b: Número de biociclos posibles para las dos formas de perpetuación en diferentes latitudes: el área pampeana ofrece condiciones térmicas menos favorables para la ocurrencia de generaciones que las regiones del NOA y del NEA.

Este funcionamiento diferencial no sólo favorece el rápido aumento del área invadida por una población “fundadora”, sino que obliga a perfeccionar las medidas de prevención y a diseñar y poner en marcha de estrategias de control meticulosas (véase más adelante).

Reproducción vegetativa

Los rizomas (Figura 21) llegan a concentrar el 30 % de la biomasa total de la planta, y constituyen un mecanismo de propagación muy eficaz que –desde el punto de vista evolutivo- constituyen uno de los pilares de la persistencia de esta maleza en una gran variedad de agroecosistemas y amplias latitudes, ya que se replican genotipos exitosos, ya adaptados.

La observación de una población de rizomas en el suelo de un campo invadido permite constatar una enorme variedad de formas y tamaños e incluso de niveles de brotación (Figs. 21, 22 y 23). También su distribución vertical en el perfil está afectada por las características del mismo y por el tipo y oportunidad de labores

que se hayan realizado. En argiudoles con B textural densificado, como es el caso de muchos campos del sur santafesino, más del 95 % de la biomasa de rizomas se concentra en los primeros 15cm. del perfil⁶.

La exposición de rizomas a condiciones adversas durante los barbechos ha sido una de las tácticas de control mecánico más utilizadas (véase más adelante), especialmente antes de la aparición de herbicidas selectivos.

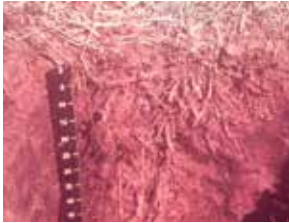


Fig. 21: población de rizomas en el perfil 0-50 cm en un suelo argiudol bajo labranza convencional.

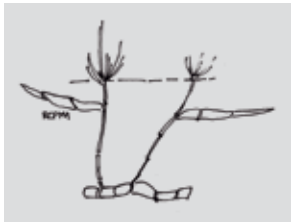


Fig. 22: esquema de rizoma primario de cinco nudos con dos nudos que han generado rizomas secundarios (ramificados) y una corona incipiente, aun sin emisión de terciarios.

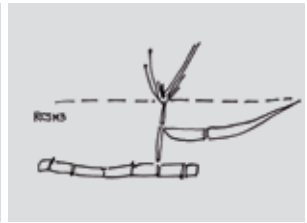


Fig. 23: esquema de rizoma primario de seis nudos, sólo un nudo ha generado rizomas secundarios (ramificados) y la corona, aún incipiente, no evidencia terciarios.

La temperatura base de las yemas alojadas en cada nudo de un rizoma, es de 6.2 °C (32) y al no exhibir dormición, inician su brotación siempre y cuando exista un nivel de humedad razonable para el crecimiento (25). El ciclo de la maleza suele iniciarse con la brotación de las yemas existentes en los rizomas primarios (terciarios del año anterior), los cuales generan rizomas secundarios y una incipiente corona en la región cercana a la superficie del suelo, a partir de la cual surgen macollas que –inicialmente- dependen de los fotoasimilados contenidos en el rizoma primario, hasta que son autótrofas (66). A partir de este momento el sentido de circulación de los fotosintatos se invierte y la creciente población de macollas no sólo abastece el aumento de tamaño y complejidad de la corona sino que promueve la formación de nuevos rizomas (terciarios), cuya morfogénesis depende no sólo del ambiente (62). La longitud de los rizomas condiciona también la altura (39) y la biomasa de las macollas durante las primeras etapas de su crecimiento (33, 34).

Por lo expuesto, si se realiza una estimación periódica de la biomasa de rizomas a lo largo de todo el año se obtiene una función aproximadamente sinusoidal. Así, a partir del periodo de la primavera temprana y a medida que avanza la estación favorable, se encontrarán rizomas primarios (“originales”) en cantidad decreciente

⁶La ubicación en el perfil puede diferir en suelos más profundos y bajo labranza convencional, o bien con alta longevidad bajo el sistema de siembra directa y/o con horizontes densificados.

y rizomas secundarios y terciarios (sobre todo de estos últimos) en cantidad creciente. Los niveles máximos de biomasa de rizomas se registran hacia el fin del verano-inicios del otoño, mientras que los valores mínimos se corresponden con el fin del invierno y los inicios de la primavera⁷ (**26, 36**): tanto el consumo de sustrato almacenado por respiración durante el invierno, como la removilización de las reservas para sustentar el crecimiento de rizomas secundarios y la brotación de macollas en la corona, caracterizan el segmento decreciente de la biomasa de rizomas.

Los procesos involucrados en el segmento creciente, comprenden la generación de gran cantidad de fotosintatos en las macollas y su transporte hacia el nuevo sistema subterráneo (rizomas terciarios) con una tasa muy elevada de acumulación de carbohidratos.

Es muy importante recalcar que la fracción decreciente ocurre no sólo cuando la fracción aérea resulta destruida por las bajas temperatura invernales (heladas)⁸, sino también cuando todo el sistema aéreo y/o subterráneo sufre una perturbación mecánica (hélice, labranza) y/ o la acción de un herbicida de contacto o cuando un herbicida sistémico no ha realizado un buen control de las yemas del sistema subterráneo (rizomas y corona). Cualquiera sea la causa y/o el momento, siempre es posible delimitar –en general- dos fases en el ritmo de cambios de la biomasa de rizomas: una primera, caracterizada por una disminución y una segunda caracterizada por un rápido incremento. El umbral entre ambas fases se sitúa en los 180-200 GD⁹, los que deben acumularse a partir del día en que ocurrió la perturbación del sistema y marca el inicio de formación de rizomas terciarios (Figura 24).

El modelo sinusoidal genérico descrito para la biomasa de rizomas a lo largo del año, exhibe desplazamientos temporales en función de la secuencia de cultivos-barbechos y del tipo de perturbaciones mecánicas o químicas asociadas, pero la constatación de la existencia de un “umbral” de mínima biomasa de rizomas resultó de una de gran importancia, ya que abrió las puertas para detectar el momento más vulnerable de la maleza y optimizar la aplicación de las tácticas de control, tanto mecánicas como químicas (**41**).

Con el propósito de contar con una herramienta aplicable a condiciones de campo, se diseñó (**17, 63**) y perfeccionó (**33, 34, 78**) un sistema indirecto de determinación de la biomasa de rizomas, basado en la dinámica de aparición

⁷Este diagrama sinusoidal es válido para las condiciones climáticas de la región pampeana.

⁸En las condiciones ambientales del área pampeana.

⁹Acumulación de temperaturas medias diarias del aire por encima de una $T_b = 15\text{ }^\circ\text{C}$ a partir de la perturbación del sistema aéreo y/o subterráneo.

de vástagos aéreos (macollas), el que si bien exhibe desvíos (**53, 69**) constituye aún hoy un recurso muy importante para diseñar el programa de control de la maleza (ver más adelante).

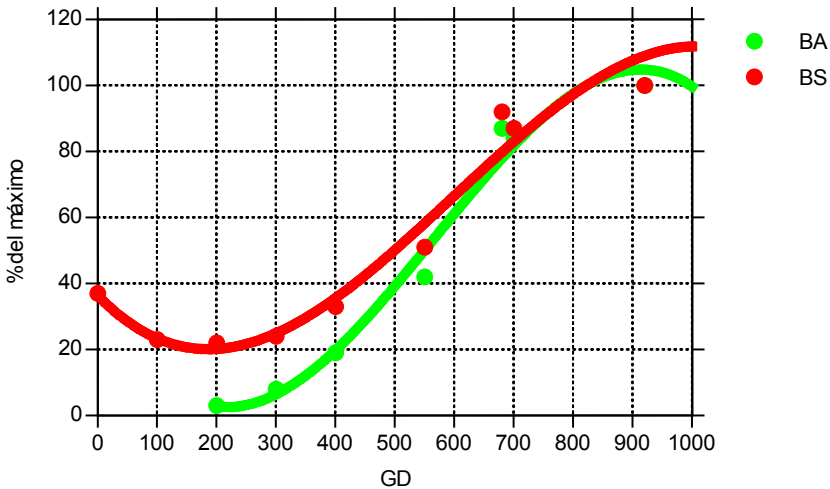


Fig. 24: ritmo de cambios en la biomasa aérea (macollas) y subterránea (rizomas) en el ambiente de un cultivo de soja. Nótese que la biomasa de rizomas inicialmente disminuye (sostenimiento de la brotación) y que hacia los 200 GD -que es el umbral de inicio de formación de nuevos rizomas- comienza a incrementarse.

La producción máxima de rizomas en el ámbito de un cultivo se sitúa en el orden de los 500 g/m² de materia seca, dependiendo de la habilidad competitiva del cultivo. En términos generales más de 2/3 de la producción total de rizomas ocurre en la mitad del tiempo térmico total transcurrido entre la siembra y la cosecha del mismo (**32, 64**).

Las yemas de los rizomas primarios que no brotan durante la estación favorable exhiben un decaimiento rápido: comparativamente, la longevidad en el suelo de las yemas del sistema de propagación asexual (rizomas) es claramente inferior (menores a un año) (**30**) que la de semillas, las que -dependiendo de las condiciones, la profundidad y sobre todo de la remoción- exhiben una longevidad del orden de los seis años¹⁰ (**31**). De todos modos, la supervivencia de los rizomas es mayor cuanto mayor es la profundidad a la que se encuentran: esta es una de las explicaciones del avance de la maleza en latitudes crecientemente bajas de Canadá (**79**).

¹⁰En las condiciones de la pampa ondulada.

Competencia con especies cultivadas

Las funciones de pérdida de rendimiento de los cultivos responden al modelo hiperbólico y el sorgo de Alepo no es la excepción: bajas densidades causan importantes pérdidas, las que aumentan -a una tasa decreciente- al incrementarse la misma. En soja, y en bajas a medias densidades de la maleza, la pérdida se aproxima a 1 qq/ha por cada macollo/m² en cultivos con un rendimiento potencial del orden de 35-40 qq/ha, sembrados en primera época y a una distancia entre líneas de 0.7 m (29, 54). Como es de prever, las pérdidas causadas por un nivel poblacional determinado, disminuyen al disminuir la rectangularidad (acercamiento entre líneas), al aumentar la densidad y al utilizarse cultivares o grupos de maduración más largos (59). El periodo crítico se ubica entre 3 y 8 semanas a partir de la siembra del cultivo de soja, dependiendo del nivel de precipitaciones, fecha de siembra y cultivar, entre otros factores: nuevamente la situación regional y local tienen gran influencia en la interacción (48).

Como es de esperar, por su arquitectura, el maíz es un cultivo mucho más sensible a la competencia y no parece recomendable plantear una siembra de este cultivo en un campo con niveles de infestación medios o altos, aún cuando se dispongan de herbicidas post-emergentes eficaces para el control de la maleza. Las pérdidas en girasol son intermedias, al igual que en algodón.

Competencia intraespecífica y complementariedad

Cuando se ha logrado una reducción significativa de la población de rizomas, suele producirse una germinación muy importante de semillas. Por esta razón los programas de control deben combinar herbicidas que logren una disminución sustancial de la población de rizomas y herbicidas residuales eficaces para el control de las plántulas provenientes de semillas. La utilización de herbicidas -generalmente residuales- debe prolongarse aún cuando la población de rizomas haya decrecido sustancialmente, desde que el banco del suelo provee de semillas viables que se desbloquean y generan plántulas durante los subsiguientes años.

Resistencia

En la Tabla I se exhiben una lista actualizada de los países en donde se han reportado casos de resistencia a herbicidas para sorgo de Alepo (23).

Tabla I. Denuncias de biotipos de *Sorghum halepense* resistentes a herbicidas hasta Julio 2012. Entre paréntesis, la denominación de grupos químicos aprobada por la *HRAC-Herbicide Resistance Action Commitee*.

País	Año	Grupo químico		Principios o grupos más comunes
Argentina	2005	Glicinas	(G/9)	Glifosato
EE.UU	1992	Dinitroanilinas	(K/1-K/2)	Trifluralina
EE.UU	1995/7	ACCASE	(A/1)	Fop's y Dim's
EE.UU	2000/5	ALS	(B/2)	Imidazolinonas
EE.UU	2007/10	Glicinas	(G/9)	Glifosato
Grecia	2005	ACCASE	(A/1)	Fop's y Dim's
Israel	2006	ACCASE	(A/1)	Fop's y Dim's
Italia	2006	ACCASE	(A/1)	Fop's y Dim's
México	2009	ALS	(B/2)	Imidazolinonas
Venezuela	2010	ALS	(B/2)	Imidazolinonas

Resulta importante destacar la resistencia a más de un principio activo (“resistencia cruzada”) ya reportada en 1995 y también recientemente, a dos tipos de gramínicidas (Fop's y Dim's) (6).

El conocimiento público de la existencia del biotipo de *S. halepense* resistente a glifosato (**SARG**) en campos del NOA (Tucumán y Salta), ocurrió luego de investigaciones realizadas en la Universidad Nacional de Tucumán (8), la Estación Experimental Agroindustrial Obispo Colombres (55) y la Universidad de Buenos Aires (74) hacia 2004-2005, complementadas luego por los relevamientos realizados por Valverde y Gressel (70). Se iniciaron a partir de ese momento, diversos estudios para conocer la acumulación de ácido shikímico en los biotipos resistentes (9), relevar la difusión de la resistencia (57), determinar la genealogía de las poblaciones resistentes en distintas regiones del país (13) y estudiar los atributos moleculares, ecofisiológicos y anatómicos que caracterizan a los biotipos resistentes (21, 72, 73, 75). Mientras que algunos estudios han detectado notorias diferencias en la estructura de las ceras epicuticulares entre biotipos susceptibles y resistentes del NEA (12), en otros se postula que la resistencia a glifosato puede estar relacionada con el tamaño de la planta al momento de pulverizar el herbicida y con la temperatura (76,77), sugiriendo dificultades en las etapas de absorción y transporte. Recientemente, se ha establecido que la resistencia no es debida a las mutaciones ya conocidas y que confieren resistencia a glifosato en otras especies.

La velocidad de difusión del biotipo resistente a glifosato detectado en el NOA, estaba en cierto modo anunciada por los estudios realizados en el país dos décadas atrás: la sola táctica vegetativa (rizomas), sin ayuda de labranzas, es de avance lento. Del mismo modo, si las semillas no son objeto de dispersión secundaria, no constituirán una estrategia eficiente para su perpetuación ya que los “manchones” de plantas originados a partir de una plántula exitosa proveniente de una semilla que pudo emitir sus rizomas, quedan prácticamente confinados al sitio de germinación: así las “matas” o plantas ya establecidas, en ausencia de prácticas apropiadas para su manejo, aumentan anualmente su diámetro y producen un elevado número de semillas en cada ciclo de crecimiento, que, fundamentalmente caen en la base de la planta.

Los patrones de distribución de nuevas plantas de SARG, visibles en el esquema de la Figura 25, muy característicos en un campo en años sucesivos, sugiere que las semillas de plantas resistentes son capturadas y redispersadas por la cosechadora.



Fig. 25. Patrones de dispersión de semillas de SARG en diferentes campañas, a partir de un foco inicial. Análisis de una foto aérea, en la que se marcaron todas las matas con un diámetro superior a 1 m² (Tucumán 2007) (55).

Tanto la disponibilidad de semillas como los factores climáticos y antrópicos (cosechadora) que influyen la dispersión secundaria, han sido estudiados en el área pampeana a principios de la década del 90 (18), confirmados por estudios

recientes realizados en España, los que demuestran que el 90 % de las semillas se redispersan a no más de 5m de la fuente, luego de atravesar los sistemas de limpieza de la cosechadora y sólo el 2 % a no más de 10 m de la misma (1).

Como se ha anticipado en párrafos anteriores, también se presume que no sólo la cosechadora sino todo el “equipo de cosecha” podría ser el principal responsable de diseminar biotipos resistentes a otras áreas o regiones. Cualquiera sea la importancia del papel que juega el equipo de cosecha en la difusión de biotipos resistentes, debe puntualizarse la fuerte evidencia de la importancia de la selección local, ya que se ha demostrado que no hay relación aparente entre los dos primeros casos de resistencia que aparecieron en Tucumán y en Salta, como también serían producto de la presión de selección local los casos del sur de Santa Fe (68) y del este de Córdoba, entre otras regiones.

Como puede observarse, hasta el momento sólo hay especulaciones acerca del mecanismo de difusión de la resistencia dentro de los campos y a grandes distancias, pero el hecho concreto es que el problema de la resistencia avanza a pasos significativos y a los efectos de ilustrarlo, basta señalar que de sólo dos casos denunciados en 2004-2005 en Tucumán y Salta, hacia finales de 2010 se habían informado más de 26 en 8 provincias. Es también altamente probable que la situación de la resistencia sea mucho más grave que las denuncias que se han efectuado.

Mientras el conocimiento avanza, es altamente recomendable la planificación y ejecución de estrategias de prevención y manejo de SARG, las que deben incluir como condición *si-ne-quanon*:

- a) Aplicar las medidas de prevención de la resistencia ya conocidas: rotación de cultivos, tácticas de control alternativas, rotación de herbicidas con diferente sitio de acción, etc.
- b) Detectar tempranamente plantas potencialmente resistentes (“escapes”) mediante monitoreos sistemáticos.
- c) Prevenir la producción de semillas en manchones incipientes mediante controles eficaces.
- d) Evitar la redispersión de semillas a otros sitios del campo o de la región mediante la limpieza escrupulosa de los equipos de cosecha.

Principios de manejo

El diseño de una estrategia de manejo integrado de esta especie debe enmarcarse en un programa de secuencias de cultivos y barbechos, que implique el cumplimiento oportuno y sistemático, de cuatro objetivos centrales (**30, 51, 52, 60**):

- a) Destruir la población de yemas existentes en los rizomas (“rizomas primarios”).
- b) Impedir o reducir la formación de nuevos rizomas (“rizomas terciarios”).
- c) Impedir o reducir la producción y/o aportes de semillas.
- d) Disminuir la población de semillas en el banco.

Control mecánico y cultural

Ambos aspectos deben ser considerados en el control de esta maleza. El control mecánico, no es compatible con sistemas de producción bajo siembra directa, pero no debe descartarse en otros sistemas, tanto intensivos como extensivos. La exposición de rizomas a condiciones adversas durante los barbechos ha sido una de las tácticas de control mecánico más utilizadas, especialmente antes de la aparición de herbicidas selectivos (**40**). Los rizomas pueden tolerar una deshidratación de 5 a 25 % de su peso fresco original sin que se afecte la brotación (**43**) si bien los rizomas más largos pueden tolerar mayor deshidratación que los más cortos (**32**). Estudios realizados por Cardinali y Mitidieri (no publicados) han demostrado que cuando el contenido de agua de los tejidos de los rizomas decae por debajo del 25 % del original, la viabilidad de las yemas es casi nula. Las temperaturas extremas del invierno causan mortalidad de yemas: temperaturas de -2 a -4 °C por unas pocas horas también causan la muerte de las yemas: reducidos niveles de fructosanos (**28, 47**) o de ácidos grasos no saturados, parecen explicar la intolerancia de los rizomas a bajas temperaturas, aunque de esta característica emerge – nuevamente- un ejemplo de adaptación-evolución: biotipos de Canadá, coleccionados por encima del rango usual de expansión geográfica de la maleza en el Hemisferio norte, exhiben gran tolerancia a temperaturas muy bajas, características de esas regiones (**78, 81**).

Control químico

En la Tabla II se listan los principios activos que están registrados como eficaces para el control de la maleza, discriminándose aquellos que son adecuados sólo para las semillas (S) o bien para los rizomas (R). No se detallan formulaciones ni dosis, las que deben consultarse en los marbetes y manuales de recomendación de las empresas que los comercializan.

Como principio general, los herbicidas de aplicación al suelo (“residuales”) logran un eficaz control de las semillas (S), al afectar el crecimiento del coleoptile y/o la radícula cuando se inicia su germinación, pero no son eficaces (con algunas excepciones) en los rizomas (R). Por el contrario, todos los productos de aplicación postemergente y principalmente los sistémicos (con limitaciones en algunos principios activos), como es el caso de los graminicidas (Fop’s y Dim’s), el Dalapon, las imidazolinonas o incluso algunas sulfonilureas, son muy eficaces en plantas originadas de rizoma. Por supuesto, también controlan eficazmente a las plantas emergidas de semilla.

Tabla II. Principios activos registrados para el control de Sorgo de Alepo.
(* control parcial

Principio activo	Control de plantas de semilla (S) ó de rizoma (R)
Acetoclor	S
Alaclor	S
Atrazina	S
Butroxiidim	R
Cletodim	R
Clomazone	R
Clorimuron-etil + Sulfometuron	S
2-2, Dicloropropiónico	R
Fenoxaprop-p-etil	R
Fluazifop-butil	R
Flumetsulam	S
Flurocloridona	S
Fomesafen	R
Foramsulfuron + Iodosulfuron	S
Glifosato	R
Glifosato + Imazaquin	S
Glufosinato de amonio	R
Haloxifop-metil	R
Imazapic + Imazapir	S/R*
Imazapir	S/R
Imazapir + Imazetapir	S
Imazetapir	S

Isoxaflutole	S
Metolaclor	S
S-Metolaclor	S
MSMA	R
Nicosulfuron	R
Oxasulfuron	S
Primisulfuron	S
Propaquizafop	R
Quizalofop-tefuril	R
Quizalofop-p-etil	R
Setoxydim	R

Crterios generales para el manejo de herbicidas sistémicos.

Optimización del efecto herbicida.

La pulverización de un herbicida sistémico en 180-200 GD optimiza su impacto, desde que los rizomas primarios y secundarios se encuentran en su mínimo nivel y aún no ha comenzado la producción de terciarios¹¹. La corona en este momento, tampoco exhibe un volumen importante.

Debe enfatizarse sin embargo que para ese tiempo térmico¹²:

- a) la mayor proporción de biomasa de la maleza aún se encuentra en el sistema subterráneo (Relación Biomasa aérea / Biomasa subterránea = 0.7) (Figura 26).
- b) el área foliar de una planta se encuentra en el orden de 150 cm² (unas diez veces inferior a la que exhibe con sólo 300 GD).
- c) la población de macollas es inferior al 20 % del total posible de emerger durante todo el ciclo estival y tienen una altura media de 40¹³cm (Figura 27).

Todos estos elementos llevan a enfatizar en el hecho que el herbicida debe aplicarse a la dosis recomendada (incluyendo modificadores del pulverizado, si fuesen

¹¹Cada campo y su particular condición ambiental requiere de un exhaustivo monitoreo del status poblacional de la maleza, dado que pueden presentarse situaciones que exceden el rango expuesto, pero que no invalidan el criterio general. Este principio es válido para poblaciones de plantas inferiores a un año y cuya estructura aérea ha sido destruida por las heladas del invierno.

¹²La caracterización de las relaciones de biomasa y crecimiento de la maleza surgen de datos experimentales obtenidos bajo las condiciones ambientales de la región pampeana núcleo en poblaciones no resistentes.

¹³La altura de las macollas puede ser aún mayor si provienen de rizomas muy largos, frecuentes en campos bajo siembra directa.

recomendados¹⁴) y que debe supervisarse la pulverización. La aplicación del herbicida en 200 GD es compatible con la maximización del rendimiento del cultivo de soja, pues el mismo ocurre antes de la iniciación del periodo crítico.

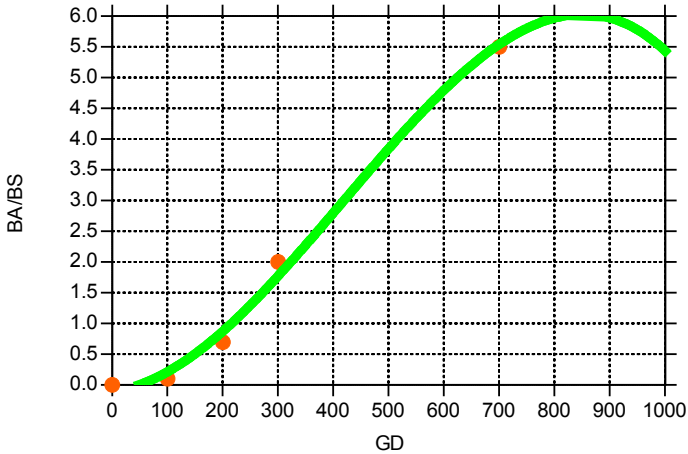


Fig. 26. Relación biomasa aérea / subterránea: nótese que en 200 GD es inferior a 1 (0.7).

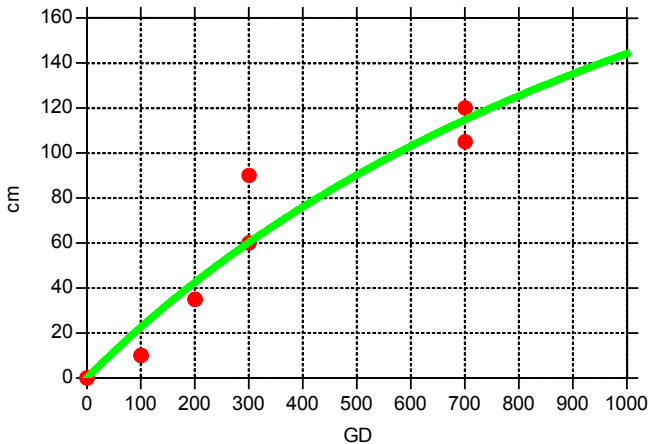


Fig. 27. altura media de las macollas: nótese que para 200 GD, las altura media de macollas se sitúa en el orden de los 40 cm.

¹⁴Aceites, coadyuvantes, surfactantes, etc.

Criterios específicos para enfrentar el tratamiento de SARG (Sorgo de Alepo resistente a Glifosato).

Si bien los criterios generales de manejo anteriormente detallados son válidos para cualquier población de la maleza, incluyendo a los biotipos resistentes a glifosato, el hecho que en ciertas regiones del NOA y del NEA no se registren heladas y/o temperaturas bajas que destruyen las macollas, crea un escenario diferente al de la región pampeana y constituye un hecho de la mayor importancia: las estrategias de control químico de SARG, que se han desarrollado fundamentalmente en el NOA (56,57) incluyen opciones diseñadas para enfrentar a poblaciones longevas (plantas mayores a un año), con una gran acumulación de reservas en la corona y una gran biomasa de macollos y rizomas que han continuado vegetando durante el otoño e invierno, y ya han estado sometidas a estrés por tratamientos herbicidas residuales en los barbechos y/o cultivos de años anteriores.

El tratamiento de poblaciones de SARG incluye a las siguientes opciones (55):

- a) En barbechos o en cultivos de soja recién sembrados, con infestaciones incipientes (plantas no mayores a un año, matas aisladas o “fundadoras”), las plantas de SARG pueden destruirse con aplicaciones de Imazapic ó Imazapir, los que logran buena eficacia de control, tanto en el yemario de la corona como en los rizomas. Aunque esta práctica implica aceptar efectos residuales fitotóxicos en soja, la pequeña superficie de cultivo dañada, resulta compensada por el objetivo fundamental, que es lograr el control de infestaciones incipientes de SARG.
- b) En barbechos con alta infestación y con matas mayores de un año Glifosato + MSMA, en cobertura total logra un control eficaz hasta los 30 DDA (soja en V3 a V5): a posteriori, los inevitables rebrotes deberán ser pulverizados con graminicidas (Fop’s o Dim’s) o con Imazetapir, siempre aplicándolos según los criterios generales puntualizados en las secciones anteriores.
- c) En maíces Clearfield, se puede utilizar Imazapic ó Imazapyr en cobertura total (20).
- d) Nicosulfuron es otra opción en maíz y también en variedades de soja con genética STS (61) en cobertura total¹⁵.
- e) La mezcla de Foramsulfuron + Iododosulfuron puede ser eficaz en maíz¹⁶.

¹⁵Esta sulfonilurea puede ocasionar pérdidas leves de rendimiento aún en soja STS. Consultar con técnicos de la Compañía y/o Semillero.

¹⁶Algunos materiales son sensibles a este herbicida. Consultar con los técnicos de la Compañía y/o Semillero.

- f) En maíces con tecnología Liberty Link, Glufosinato de amonio causa un efecto transitorio, por lo cual resulta importante la combinación de un buen efecto competitivo del cultivo, con lo cual se retrasa el rebrote de la maleza hacia el final del ciclo.

Conclusiones

Se puede afirmar que el sorgo de Alepo es una de las especies vegetales que ostenta el récord de estrategias y metodologías usadas en la productividad agropecuaria para limitar su crecimiento y difusión, una lista que se amplía a una escala significativamente mayor si se agrega el hecho de la aparición de biotipos resistentes a glifosato y otros herbicidas.

Mientras el conocimiento avanza, la mejor herramienta que un técnico puede utilizar es la de un monitoreo y registro concienzudo y frecuente de los lotes, incluyendo los márgenes. La detección y eliminación temprana de los focos de invasión y la prevención constituyen las mejores inversiones, las que bajo formas y metodologías relativamente sencillas, pueden evitar la diseminación de la maleza en todo el campo.

Además de la conveniencia de evitar sus efectos en un sistema de producción, no debe olvidarse que el sorgo de Alepo está declarado Plaga Nacional y su combate es obligatorio. Para comprender la importancia de la difusión del conocimiento de esta plaga, y refirmar esta obligación, nada mejor que observar algunas partes (Figuras 28 y 29) de páginas de una publicación del Ministerio de Educación con impecables ilustraciones, realizada hace casi 100 años.



Figs. 28 y 29. Imágenes de partes de páginas de una publicación del Ministerio de Educación, realizada con el propósito de promover el conocimiento del Sorgo de Alepo y difundir la importancia de su control en los alumnos de escuelas primarias de todo el país, durante la década de 1930.

Advertencia

La información contenida en esta publicación está realizada con el mayor rigor científico posible, sobre la base de conocimientos publicadas en la sección Bibliografía y/o brindados por los referentes citados en la sección de «Agradecimientos». Sin embargo, ni el autor ni la institución asumen responsabilidad alguna acerca de riesgos o efectos actuales o futuros que pudieran derivarse del uso o aplicación de su contenido.

Bibliografía

1. Barroso, J; Andújar, D; San Martín, C; Fernández-Quintanilla, C; Dorado, J. 2012. Johnsongrass (*Sorghum halepense* seed dispersal in corn crops under mediterranean conditions. *Weed Science*. 60 (1) 34-41.
2. Benech Arnold, R.L; Ghersa, C.M; Sánchez, R.A y Insausti, P.1990. A mathematical model to predict *Sorghum halepense* (L.) Pers seedling emergence in relation to soil temperature. *Weed Research* 30: 91-99.
3. Bhatti, A.G. J. E. Endrizzi and R.G. Reeves.1960.Origin of Johnsongrass. *Journal of Heredity* 107-110.
4. Blum, A. 1975. Effects of the BM gene on the epicuticular wax deposition and the spectral characteristics of sorghum leaves. *Sabrao J.* 7:45-52.
5. Burkart, A. 1969. Flora Ilustrada de Entre Ríos. Tomo VI, Parte II Gramíneas. Colección Científica del INTA. 551 pp.
6. Burke, I.C; Wilcut, J.W; Cranmer, J. 2006. Cross-Resistance of a Johnsongrass (*Sorghum halepense*) Biotype to Aryloxyphenoxypropionate and Cyclohexanedione Herbicides. *Weed Technology* 20(3):571-575. 2006.
7. Dalby, P.L. 1975. Biology of Pampa rodents, Balcarce Area. Argentina. *Biology Series*. Publications of the Museum, Michigan State University, Biological Series (5(3), 149-272.
8. De la Vega, M. H; Fadda, D.; Alonso, A.; Argañaraz, M.; Sanchez Loria, J. y Garcia, A. 2006. Curvas dose-resposta em duas populações de *Sorghum halepense* ao herbicida glyphosate no Norte Argentino. *Congresso Brasileiro da Ciência das Plantas Daninhas* (25., 2006, Brasília, BR). *Atas*. Brasília, SBCPD.
9. De la Vega, M; Mamani, A ; Fadda, D; Vidal, R. A, Argañaraz, M. y Vila-Aiub, M. 2007. Mechanism of Glyphosate Resistance in Johnsongrass: Shikimate Accumulation. *WSSA Annual Meetings Weed Science Society of America*. Disponible en:
10. Ellis, Babbara A.; Mills, James N.; Glass, Gregory E.; McKee, Kelly T. Jr; Enria, Delia A.; and Childs, James E., 1998. Dietary Habits of the Common Rodents in an Agroecosystem in Argentina. *Zoonotics and Wildlife Disease*. Paper 87. <http://digitalcommons.unl.edu/zoonoticspub/87>
11. Esau, K. 1965. *Vascular differentiation in plants*. Holt, Rinchart and Winston. New York.160 pp.
12. Espora, P; Leguizamón, E.S ; Tarragó, J. 2011. Análisis preliminar de la respuesta a Glifosato en biotipos de sorgo de Alepo, *Sorghum halepense* (L.) Persoon del sudoeste chaqueno. *XXIIa Reunión de Comunicacines Científicas, Técnicas y de Extensión*. Facultad de Ciencias Agrarias. UNNE.
13. Fernández, L; Distéfano, M.C; Mastrig, M.C; Tosto, D and H.E.Hopp. 2009. Epidemiología molecular del sorgo de Alepo resistente a Glifosato en Argentina. *VII Simposio*

- Nacional de Biotecnología y II Congreso Interamericano REDBIO. Abril 20-24. 2009. Rosario. Argentina.
14. Gattuso, M; Gattuso, S y Ferri, A. 1998. Anatomical study on the origin and development of the crown and silica deposition in Johnsongrass (*Sorghum halepense* (L.) Pers. Phytomorphology 48 (4): 357-370.
 15. Ghera, C.M. 2006. Porqué la resistencia al glifosato en Sorgo de Alepo apareció en el norte de la Argentina?. Taller SENASA-Sorgo de Alepo. Buenos Aires. Octubre 2006.
 16. Ghera, C.M; E.H.Satorre y M.L.van Esso. 1985. Seasonal patterns of Johnsongrass seed production in different agricultural systems. Israel Journal of Botany. 34(1):24-31.
 17. Ghera, C.M; E.H.Satorre, M.I.Van Esso; A. Pataro y Elizagaray. 1990. The use of termal calendar models to improve the efficiency of herbicide applications in *Sorghum halepense* (L.) Pers. Weed Research 30:153-160.
 18. Ghera, C.M; Martinez-Ghera, M.A; Satorre, E.H; Van Esso, M.L. y Chichotky, G. 1993. Seed dispersal, distribution and recruitment of seedlings of *Sorghum halepense* (L.) Pers. Weed Research, 33: 79-88.
 19. Ghera, R; .J. León y E .Satorre.1983. Dinámica de la poblacion de rizomas de sorgo de Alepo. Importancia de las plantas menores de un año. Boletín de la Sociedad Argentina.
 20. González Llonch, C.F.; Sabaté, S.; Terán, M.A y Olea, I. 2010. Sorgo de Alepo. Un Golpe al Biotipo Resistente a Glifosato. Revista Supercampo Año XI. N°193. Octubre de 2010.
 21. Gundel, P.E; Romero, I; Devoto-Gallardo, S; Ghera, C.M. y Vila-Aiub, M.M. 2010. Effect of plant growth stage on the expression and magnitude of glyphosate resistance in *Sorghum halepense*. Pan-American Weed Resistance Conference Bios & Abstracts. Bayer Crop Science, January 19 – 21, 2010. Miami, USA.
 22. Harrington, G.T. 1946. Germination and viability of Johnsongrass seeds. Proceedings of the Association of Official Seed Analysts, 10: 71-76.
 23. Heap, I. 2006.HRAC. The herbicide Resistance Action Committee. www.weedscience.org.
 24. Holm, L.; D.L. Plucknett; J.V. Pancho y J.P. Herberger. 1977. *Sorghum halepense* (L.) Pers.En: The World's Worst Weeds: Distribution and Biology, pp 64-61. The University Press of Hawaii, Honolulu.
 25. Horowitz, M. 1972a. Early development of Johnsongrass. Weed Science 20 (3). 271-273.
 26. Horowitz, M.1972b. Seasonal development of established Johnsongrass. Weed Science 20(4), 392-395. <http://wssa.net/Meetings/WSSAAbstracts/abstractsearch.php>.
 27. Huang, W.Z and A.I.Hsiao, 1987. Factors affecting seed dormancy and germination of Johnsongrass, *Sorghum halepense* (L.) Pers. Weed Research, 27,1-12.
 28. Hull, R. J. 1970. Germination control of Johnsongrass rhizome buds. Weed Science 18 (1), 118-121.
 29. Leguizamón, E.S y Faccini, D. 1994. Función de daño y cálculo de pérdidas por malezas en el cultivo de soja. Informe Técnico No 296. INTA Pergamino, 19 pp.

30. Leguizamón, E.S. 1983. Dinámica poblacional de sorgo de Alepo (*Sorghum halepense*.L.Pers) en soja. Enfoque del estudio. Primeras estimaciones del impacto de diferentes niveles de control en el banco de propagulos. Estación Experimental Agropecuaria Oliveros INTA. Informe Técnico No 32. 12 p.
31. Leguizamón, E.S. 1986. Seed survival and periodicity of seedling emergence in *Sorghum halepense*. L. Weed Research. 26:397-403.
32. Leguizamón, E.S. 2003. Biología poblacional de Sorgo de Alepo *Sorghum halepense* L. Pers. Estrategias complementarias y efectos del sistema de manejo. Tesis Doctoral. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Rosario. 135 p.
33. Leguizamón, E.S.1997. Refinamiento del modelo poblacional de sorgo de Alepo (*Sorghum halepense*. L. Pers). Efecto de la longitud de los rizomas. Optimización del impacto herbicida. Congreso 1997 de la Sociedad Española de Malherbología, 96-102.
34. Leguizamón, E.S.1999. The refinement of the population model of *Sorghum halepense* (L.) Pers under a soybean crop. Proceedings 1999 British Crop Protection Conference-Weeds.Brighton. UK. 364-372.
35. Leguizamón, E.S; Berbery, M.T; Cortese, P; García Sampedro, C; Heit, G; Ochoa, M. delC; Sobrero, M.T; Arregui, C; Sánchez, D; Scotta, R; Lutz, A;Amuchástegui, A; Gigón, R; Marchessi, J.E; Núñez,C; Zorza,E; Rivarola, R; Scapini,E; Fernández,M, Suárez, C.E y Troiani, H. 2011. Vigilancia fitosanitaria en Argentina: detección precoz de malezas cuarentenarias. XXXIII Jornadas Argentinas de Botánica. SAB-Universidad Nacional de Misiones. Resúmenes. p. 25.
36. Leguizamón, E.S; Brovelli E; Allieri L; Giuggia A. E. 1986. Dinámica poblacional de sorgo de Alepo (*Sorghum halepense*.L. Pers.) en la secuencia trigo/soja. IDIA-INTA 437-440, 44-48.
37. Leguizamón, E.S; Rodríguez, N; Rainero, H; Pérez,M ; Pérez, L; Zorza, E; Fernández-Quintanilla, C. 2009. Modelling the emergence pattern of six summer annual weed grasses under no tillage in Argentina. Weed Research 49, 98-106.
38. Leiva, P. y Iannone, N. 1994. Soja: el problema de las malezas y su control: 2ª parte. Carpeta de Producción Vegetal. Area Agronomía. EEA.INTA Pergamino. Información No 119.
39. Lolas, P.C y Coble, H.D. 1980. Johnsongrass (*Sorghum halepense*) growth characteristics as related to rhizome length. Weed Research 20: 205-210.
40. Lombardo, A.P; E.S. Leguizamón y J. Alvarez. 1984. Efecto de labranzas estivales e invernales en la población de sorgo de Alepo. Actas de la Xa Reunión Argentina sobre la Malezas y su Control.Tucumán, Argentina.
41. Looker, D. 1981.Johnsongrass has an Achilles heel. New Farm 3: 40-47. Mc Arthur, R.H. 1962.
42. Mc Whorter, C.G y T.N.Jordan.1976b. Comparative morphological development of six Johnsongrass ecotypes. Weed Science 24(3) 270-275.

43. Mc Whorter, C.G. 1972. Factors affecting Johnsongrass rhizome production and germination. *Weed Science* 20 (2). 41-45.
44. Mc Whorter, C.G. 1989. History, biology and control of Johnsongrass. *Review of Weed Science* 4: 85-121.
45. Mc Whorter, C.G.1971. Anatomy of Johnsongrass. *Weed Science* 19 (4) 385-393.
46. Mc Whorter, C.G.1971. Growth and development of Johnsongrass ecotypes. *Weed Science* 9:558-562.
47. Mc Whorter, C.G.1974. Water-soluble carbohydrates in Johnsongrass. *Weed Science* 22 (2) , 159-163.
48. Mc Whorter,C.G & E.E.Hartwig. 1972. Competition of johnsongrass and cocklebur with six soybean varieties. *Weed Science* 20:56-59.
49. Mc Whorter,C.G.1961. Morphology and development of Johnsongrass plants from seeds and rhizomes.*Weeds* 9: 558-568.
50. Ministerio de Agricultura, 1968.
51. Mitidieri, A.1983. El sorgo de Alepo. Importancia, biología y aspectos básicos para su control. Panel de Expertos en Ecología y Control de Malezas Perennes. FAO, Santiago de Chile, pp. 1-43.
52. Mitidieri, A.1984. Sorgo de Alepo: importancia, biología y aspectos básicos para su control. *Biokemia* 25-36.
53. Mitidieri, A.1991.Evaluación de parámetros para la determinación de la época óptima de aplicación de graminicidas para el control de sorgo de Alepo en soja. Resúmenes XII Reunión Argentina sobre la Maleza y su control. Mar del Plata, 9-12.
54. Moreno, R.E.; I.M. Pellizón; B.L. Massiero y D.R. Bianchi 1988. Incidencia de sorgo de Alepo (*Sorghum halepense* (L.) Pers. en el rendimiento de soja. *Malezas* 16 (3): 70-73.
55. Olea, I; Raimondo, J; Vinciguerra, Sabaté, S. y Rodríguez, W. 2007. Sorgo de Alepo Resistente a Glifosato: detección en el noroeste argentino, aspectos principales y recomendaciones para su manejo. *Avance Agroindustrial* 28(2): 8-12.
56. Olea, I; Sabaté, S. y Vinciguerra, F. 2008. Sorgo de Alepo resistente a glifosato. Avances para su manejo en el cultivo de soja en el NOA. *Revista CREA*. Julio 2008. 54-62.
57. Olea, I; Sabaté, S; Vinciguerra, F. y González Llonch, C. 2010. Actualización de la información sobre malezas resistentes a glifosato en el NOA. En: *El Cultivo de la Soja en el Noroeste Argentino. Campaña 2009/2010. Publicación Especial* N° 41. EEAO.
58. Parodi, L. R. 1943. Una nueva especie de *Sorghum* cultivada en la Argentina. *Revista Argentina de Agronomía*. 10: 361-372.
59. Puricelli, E, 1993. Influencia del espaciamiento entre filas y de la competencia de sorgo de Alepo sobre el rendimiento de soja tardía. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira*, 28, 1319-1326.

60. Rossi, A; J.C. Ponsa y S. Cepeda. 1994. Manejo integrado de sorgo de Alepo en distintos sistemas de labranzas. INTA Pergamino. Carpeta de Producción Vegetal. Información No 122, 6 p.
61. Sabaté, S.; Olea, I; Vinciguerra, F. y Raimondo, J. 2008. Variedades de Soja Tolerantes a Herbicidas del Grupo Químico Sulfonilureas (STS), una nueva herramienta para el manejo del sorgo de Alepo resistente a glifosato en el NOA. El Cultivo de la Soja en el Noroeste Argentino, Campaña 2007/2008. Estación Experimental Agroindustrial Obispo Colombres, Tucumán, Argentina. 189-197.
62. Sakri, F.A.K; Hull, R.J.Environmental control of Rhizome initiation in *Sorghum halepense* (L.) Pers. plants. Australian Journal of Agricultural Research 2: 355-376.
63. Satorre, E.H; C.M. Ghera y A.M.Pataro.1985. Prediction of *Sorghum halepense* (L.) Pers. rhizome sprout emergence in relation to air temperature. Weed Research 25:103-109.
64. Satorre, E.H; Ghera, C.M; León R.J.1982. Comportamiento de la población de rizomas de sorgo de Alepo en sistemas de cultivo de soja. IX Reunión sobre la Maleza y su Control. I-22.
65. Scopel, A.L.; Ballaré, C.L. y Ghera, C.M. 1988. The role of seed reproduction in the population ecology of *Sorghum halepense* (L.) Pers. in maize crops. Journal of Applied Ecology. 25: 951-962.
66. Soriano, A; Ghera, C. M y R. Kirton. 1976. Efectos producidos por tres profundidades de entierro sobre el desarrollo de sorgo de Alepo a partir de distintos tipos de rizomas. Malezas y su control (snt).
67. Tucsca, D. 1991. Análisis cuantitativo del aporte de semillas de sorgo de Alepo en cultivos de soja. Importancia de la predación superficial. Resúmenes de la XIV Reunión de Ecología. Jujuy.
68. Tucsca, D.; Nisensohn, L. y Papa, J.C. 2008. Resistencia a glifosato en biotipos de sorgo de Alepo (*Sorghum halepense* (L.) Pers.) de la Región Sojera Núcleo de Argentina. En: Congresso Brasileiro da Ciência das Plantas Daninhas (26.), Congreso de la Asociación Latinoamericana de Malezas (18., 2008, Ouro Preto, MG, BR). Atas. Ouro Preto, SBCPD.
69. Tucsca, D; Puricelli, E.C.; Nisensohn, L; Faccini, D y Papa, J.C.1999. Decision criteria for optimizing postemergence Johnsongrass (*Sorghum halepense*) control in soybeans. Pesquisa Agropecuaria Brasileira 34(5): 749-753.
70. Valverde, B. y Gressel, J. 2006. El problema de la evolución y diseminación de la resistencia de *Sorghum halepense* a glifosato en Argentina: informe de consulta para SENASA. 93 p. <http://www.sinavimo.gov.ar/files/informesensa.pdf>.
71. Van Esso, M.L. y Ghera, C.M. 1989. Dynamics of *Sorghum halepense* (L.) Pers. seeds in the soil of an uncultivated field. Canadian Journal of Botany. 67 : 940-944.
72. Vila-Aiub, M. 2011. Glyphosate resistance in *Sorghum halepense* (Johnsongrass) is dependent on environmental Temperature. Spotlight Communication. Inédito.

73. Vila-Aiub, M.; Balbi, C.; Gundel, P.; Quin Yu y Powles, S. 2008. Ecophysiological studies on glyphosate resistant *Sorghum halepense* (Johnsongrass) Actas Seminario Internacional “Viabilidad del Glifosato en Sistemas Productivos Sustentables”. Serie de Actividades de Difusión. Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria de Uruguay. 554:49-53.
74. Vila-Aiub, M.M.; Balbi, M.C.; Gundel, P.E.; Ghersa, C.M.; Powles, S.B. 2007. Evolution of glyphosate-resistant johnsongrass (*Sorghum halepense*) in glyphosate-resistant soybean. *Weed Science* 55: 566-571.
75. Vila-Aiub, M.M.; Vidal, R.; Balbi, M.C.; Gundel, P.E; Trucco, F.y Ghersa, C.M. 2008. Glyphosate-resistant weeds of South American cropping systems: An overview. *Pest Management Science* 64: 366-371.
76. Vila-Aiub, M.M; Balbi, M.C; Distéfano, A.J; Fernández, L; Hopp, E; Yu,Q and Powles, S.B. 2012. Glyphosate resistance in perennial *Sorghum halepense* (Johnsongrass), endowed by reduced glyphosate translocation and leaf uptake. *Pest Management Science* 68(3):430-6.
77. Vila-Aiub, M.M; Yu, Q. y Powles, S. B. 2010. Reduced glyphosate leaf absorption and translocation as resistance mechanisms in glyphosate resistant *Sorghum halepense*. Pan-American Weed Resistance Conference Bios & Abstracts. Bayer Crop Science, January 19 – 21, 2010. Miami, USA.
78. Vitta, J.I y Leguizamón E.S. 1991. Dynamics and control of *Sorghum halepense* (L.) Pers. shoot populations: a test of a thermal calendar model. *Weed Research* 31: 73-9.
79. Warwick, S. I; D. Phillips y C. Andrews. 1986. Rhizome depth: the critical factor in Winter survival of *Sorghum halepense* (L.) Pers (Johnsongrass). *Weed Research* 26: 381-387.
80. Warwick, S.I y L.D Black.1983. The biology of Canadian weeds.61: *Sorghum halepense* (L.) Pers. *Canadian Journal of Plant Science* 63: 997-1014.
81. Warwick, S.I; B.K. Thompson y L.D Black.1984. Population variation in *Sorghum halepense*, Johnsongrass, at the northern limits of its range. *Canadian Journal of Botany* 62:1781-1790.

Links

Global Invasive Species Database

<http://www.issg.org/database/species/ecology.asp>

USDA – Natural Resources Conservation Service – Plants Database

<http://www.invasivespeciesinfo.gov/plants/johnsongrass.shtml>

<http://www2.darwin.edu.ar/Proyectos/FloraArgentina/BuscarEspecies.asp>.

<http://www.agron.iastate.edu/~weeds/weedbiolibrary/u4sorgh2.html>

Referencias de las imágenes

Fig. 1: Gattuso, M & Gattuso, S.

Fig. 2: Leguizamón, E.S.

Fig. 3: Leguizamón, E.S.

Fig. 4: http://www.missouriplants.com/Grasses/Sorghum_halepense_page.html

Fig. 5: <http://www.invasive.org/weedcd/images/1536x1024/1459237.jpg>

Fig. 6: Gattuso, M & Gattuso, S.

Fig. 7: Gattuso, M & Gattuso, S.

Fig. 8: http://www.missouriplants.com/Grasses/Sorghum_halepense_page.html

Fig. 9: <http://extension.missouri.edu/p/IPM1007-6>

Fig. 10: http://www.missouriplants.com/Grasses/Sorghum_halepense_page.html

Fig. 11: Gattuso, M & Gattuso, S.

Fig. 12: <http://www.agron.iastate.edu/~weeds/AG517/WeedID/quackkg.html>

Fig. 13: http://www.missouriplants.com/Grasses/Sorghum_halepense_page.html

Fig. 14: http://itp.lucidcentral.org/id/fnw/key/FNW_Grasses/Media/Html/fact_sheets/Sorghum_halepense.htm

Fig. 15: Leguizamón, E.S.

Fig. 18: <http://extension.missouri.edu/p/IPM1007-69>

Fig. 19: Leguizamón, E.S.

Fig. 21: INTA-Plan Piloto Salto

Fig. 22: Leguizamón, E.S.

Fig. 23: Leguizamón, E.S.

Fig. 28: Ministerio de Educación

Fig. 29: Ministerio de Educación

Agradecimientos

Se agradece el apoyo a esta iniciativa por parte de la REM-Aapresid, en especial al Ing. Agr. Martín Marzetti, por su eficaz tarea de gestión. Tanto el autor como la institución, agradecen las sugerencias y/o correcciones enviadas por Ignacio Olea (EEAOC); Luis Allieri; José Cricco (Rizobacter Argentina), Rolando Di Marco (Dupont), Juan Pérez Brea (BASF) y Lorena Zubizarreta (Syngenta).

Otras publicaciones en la serie

Para conocer otras publicaciones de la serie “Manejo de Malezas Problema” y/o ampliar la información acerca del presente trabajo, visite www.rem.org.ar



Paraguay 777 · Piso 8 Of. 4 · 2000 Rosario · Santa Fe · Argentina
Tel/fax: 54 341 426 0745/46

