



GUÍA DE GESTIÓN INTEGRADA DE PLAGAS

GIRASOL



GOBIERNO
DE ESPAÑA

MINISTERIO
DE AGRICULTURA Y PESCA,
ALIMENTACIÓN Y MEDIO AMBIENTE

GUÍA DE GESTIÓN INTEGRADA DE PLAGAS

GIRASOL



GOBIERNO
DE ESPAÑA

MINISTERIO
DE AGRICULTURA Y PESCA,
ALIMENTACIÓN Y MEDIO AMBIENTE

Madrid, 2016

AGRADECIMIENTOS

En la elaboración de la Guía de Gestión Integrada de Plagas para el cultivo del Girasol han participado las siguientes personas:

Coordinadores

Angel Martín Gil

SG Sanidad e Higiene Vegetal y Forestal
MAPAMA

Carlos Recio Rincón

Dirección Provincial de Ciudad Real
Consejería de Agricultura, Medio Ambiente y Desarrollo Rural
Junta de Comunidades de Castilla La Mancha

Leire Molinero Ruiz

Instituto de Agricultura Sostenible
CSIC Córdoba

Colaboradores

Alicia López Leal

SG Calidad del Aire y Medio Ambiente Industrial
MAPAMA

Andreu Taberner

Servicio de Sanidad Vegetal y Universidad de Lleida
Generalitat de Catalunya

Carlos Romero Cuadrado

SG Sanidad e Higiene Vegetal y Forestal
MAPAMA

Esther Verdejo Alonso

Servicio de Sanidad Vegetal
Consejería de Agricultura, Desarrollo Rural, Medio Ambiente y Energía
Gobierno de Extremadura

Fernando Perals Samper

Técnico I+D+i del INIA
Centro de Sevilla

Inmaculada Garrido Jurado

Dpto. de Ciencias y Recursos Agrícolas y Forestales
Universidad de Córdoba

Jordi Recasens Guinjoan

Universidad de Lleida

Julia Álvarez Guijarro

Dirección Provincial de Cuenca
Consejería de Agricultura, Medio Ambiente y Desarrollo Rural
Junta de Comunidades de Castilla La Mancha

Manuel Borja Navas

Dirección Provincial de Ciudad Real
Consejería de Agricultura, Medio Ambiente y Desarrollo Rural
Junta de Comunidades de Castilla La Mancha

María Jesús Arévalo

SG Sanidad e Higiene Vegetal y Forestal
MAPAMA

Rafael García Ruíz

Centro IFAPA Alameda del Obispo de Córdoba
Junta de Andalucía

Ramón Meco Murillo

Servicio de Investigación Divulgación y Formación Agraria
Junta de Comunidades de Castilla La Mancha.

Ricardo Gómez Calmaestra

SG de Medio Natural
MAPAMA

Teresa Ruiz de la Hermosa Miralles

Dirección Provincial de Ciudad Real
Consejería de Agricultura, Medio Ambiente y Desarrollo Rural
Junta de Comunidades de Castilla La Mancha

Fotos generales: Leire Molinero Ruiz (Portada, Capítulos 1 y 3, Anexo II), Alicia Sastre García (Índice, Capítulos 5 y 6), Carlos Recio Rincón (Capítulo 2 y Anexo I), Juan Pelayo Merino (Capítulo 4)



MINISTERIO DE AGRICULTURA Y PESCA, ALIMENTACION Y MEDIO AMBIENTE

Edita:

© Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente
Secretaría General Técnica
Centro de Publicaciones

Distribución y venta:

Paseo de la Infanta Isabel, 1
28014 Madrid
Teléfono: 91 347 55 41
Fax: 91 347 57 22

Diseño, maquetación, impresión y encuadernación:

Taller del Centro de Publicaciones del MAPAMA

NIPO: 280-16-343-6 (papel)

NIPO: 280-16-342-0 (línea)

ISBN: 978-84-491-1461-8

Depósito Legal: M-42225-2016

Tienda virtual: www.mapama.es
centropublicaciones@mapama.es

Catálogo de Publicaciones de la Administración General del Estado:

<http://publicacionesoficiales.boe.es/>

Datos técnicos: Formato: 29,7x21 cm. Caja de texto: 25,1x17 cm. Composición: Una columna. Tipografía: Avenir Next LT Pro a cuerpo 11. Encuadernación: Fresado. Papel: Igloo Silk 100 gramos. Cubierta en estucado semimate de 250 gramos. Impresión Digital.

En esta publicación se ha utilizado papel libre de cloro de acuerdo con los criterios medioambientales de la contratación pública.

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN	5
2. ASPECTOS GENERALES	9
3. PRINCIPIOS PARA LA APLICACIÓN DE LA GESTIÓN INTEGRADA DE PLAGAS	13
4. MEDIDAS ESPECÍFICAS PARA ZONAS DE PROTECCIÓN	17
5. LISTADO DE PLAGAS	21
6. CUADRO DE ESTRATEGIA DE GESTIÓN INTEGRADA DE PLAGAS	25
ANEXO I. Metodología empleada para la definición de las Zonas de Protección	37
ANEXO II. Especies empleadas para la definición de las Zonas de Protección	41
ANEXO III. Fichas de plagas	45



1

INTRODUCCIÓN





La Gestión Integrada de Plagas (GIP) y la Sanidad Vegetal

La publicación de las guías de Gestión Integrada de Plagas, consensuadas a nivel nacional, supone un paso adelante en la sanidad vegetal de los cultivos españoles, y viene a enriquecer el marco normativo definido por el Reglamento (CE) nº 1107/2009 y la Directiva 2009/128/CE del Parlamento Europeo y Consejo. La filosofía subyacente aboga por una incorporación de los aspectos medioambientales en todas las facetas de la actividad humana. La producción agrícola no es una excepción a esta regla.

La Directiva 2009/128/CE tiene como objetivo reducir los riesgos y efectos del uso de plaguicidas en la salud humana y el medio ambiente, y el fomento de la gestión integrada de plagas y de planteamientos o técnicas alternativas, como las alternativas no químicas a los plaguicidas.

El Real Decreto 1311/2012 hace suyas estas metas y recoge a la GIP como el primero de los siete capítulos técnicos para la consecución del uso sostenible de los productos fitosanitarios. A tal efecto, el RD contemplaba la realización de un Plan de Acción Nacional que establece un cronograma de actuaciones además de los objetivos cuantitativos, metas y medidas necesarias para garantizar el objetivo general.

Uno de los objetivos del Plan de Acción Nacional es la elaboración de las guías de cultivo para la correcta implementación de la GIP. Aunque esta guía no debe entenderse como un instrumento único para implementar la GIP, su seguimiento garantiza el cumplimiento de la obligación de gestionar las plagas de forma integrada.

La guía se inicia recogiendo, en el apartado 2, las consideraciones generales que deberán tenerse en cuenta para la correcta aplicación de la Gestión Integrada de Plagas, Enfermedades y Malas Hierbas.

En el siguiente apartado se describen los principios generales para la correcta implementación de la Gestión Integrada de Plagas, los cuales son la única obligación recogida por el anexo III de la Directiva 2009/128/CE en materia de GIP.

Para lograr una reducción del riesgo en zonas específicas se han elaborado las medidas específicas para zonas sensibles y espacios naturales señaladas en el apartado 4. La determinación de la sensibilidad de cada zona se ha realizado mediante la asignación de un nivel de protección a cada zona ponderando las amenazas individuales: información de especies protegidas y vulnerables, zonas definidas dentro de la Red Natura, zonas de uso agrícola y masas de agua. De ahí se diferencian tres grandes estratos: zonas agrícolas, zonas periféricas (con bajo riesgo) y zonas de protección (con alto riesgo). La batería de medidas propuestas son recomendaciones que hay que tener en cuenta para las zonas de protección.

El pilar fundamental de la guía es el cuadro de estrategia recogido en el apartado 6. Este documento se ha elaborado considerando que los destinatarios principales de esta guía son los productores que se encuentran exentos de la obligación de contratar a un asesor fitosanitario al que se le presupone experiencia en la gestión de la problemática sanitaria. La presente guía pretende ser un escaparate de las medidas alternativas existentes a los medios de control químico, dejando atrás la forma convencional de abordar los problemas fitosanitarios, y acercando todo el conocimiento agronómico que se encuentra latente en materia de GIP.

Entender que los principales consultores de las guías son los productores no quiere decir que los asesores no puedan ser usuarios de las mismas. Para acercar la guía a los asesores, la información recogida en el cuadro de estrategia es ampliada en las fichas de plagas recogidas en el Anexo. Estas fichas facilitan la identificación de la plaga mediante fotografías y añaden información de carácter técnico. Adicionalmente, se ha recogido un apartado de bibliografía para aquellos cuya curiosidad no haya sido satisfecha.

Como conclusión, está en nuestra mano –como Administración– y en el apoyo y esfuerzo de todos –como sector– el hacer que la GIP no sea contemplada como una carga más para la producción agrícola, sino todo lo contrario, como un ámbito de mejora de la gestión de las explotaciones y un aumento de la competitividad a partir del aprovechamiento de sus ventajas de índole económica, social y medioambiental.



ASPECTOS GENERALES





Aspectos generales de la Gestión Integrada de Plagas

Para la aplicación de la Gestión Integrada de Plagas, Enfermedades y Malas Hierbas, deberán tenerse en cuenta las siguientes consideraciones generales:

1. En el control de plagas, enfermedades y malas hierbas se antepondrán, siempre que sea posible, los métodos biológicos, biotecnológicos, culturales y físicos a los métodos químicos. Estos métodos se utilizarán en el marco de estrategias que incluyan todos los aspectos de la explotación y del sistema de cultivo que favorezcan su control.
2. La evaluación del riesgo de cada plaga, enfermedad o mala hierba podrá realizarse mediante evaluaciones de los niveles poblacionales, su estado de desarrollo y presencia de fauna útil, fenología del cultivo, condiciones climáticas u otros parámetros de interés, llevadas a cabo en las parcelas sobre las que se ha de decidir una actuación. En el caso de cultivos que se realicen de forma similar en diversas parcelas, se podrá establecer que la estimación del riesgo se realice en unidades territoriales homogéneas mayores.
3. La aplicación de medidas directas de control de plagas y malas hierbas sólo se efectuará cuando los niveles poblacionales superen los umbrales de intervención, cuando estos se encuentren fijados. Salvo en los casos de intervenciones preventivas, las cuales deberán ser justificadas en cualquier caso.
4. En caso de resultar necesaria una intervención con productos químicos, las materias activas se seleccionarán siguiendo el criterio de elegir aquellas que proporcionen un control efectivo y sean lo más compatibles posible con organismos no objeto de control, evitando perjudicar a controladores naturales de plagas y a insectos beneficiosos como las abejas. Deberán presentar el menor peligro posible para humanos, ganado y generar el menor impacto para el medio ambiente en general.

Además se tomarán las medidas oportunas para afectar lo menos posible a la biodiversidad, protegiendo la flora y la fauna en las inmediaciones de las parcelas. Las aplicaciones se realizarán con el equipo necesario y las condiciones climáticas adecuadas y evitando días lluviosos para minimizar riesgo de derivas de los productos fuera de las zonas a tratar.

En todo caso, sólo podrán utilizarse en cada momento productos autorizados para el uso pretendido inscritos en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente (<http://www.mapama.gob.es/es/agricultura/temas/medios-de-produccion/productos-fitosanitarios/fitos.asp>), y aprobados expresamente para el cultivo en que se apliquen.

5. La aplicación de productos químicos se efectuará de acuerdo con sistemas de predicción y evaluación de riesgos, mediante las dosis, número y momento de la aplicación autorizados, tal y como se refleja en las etiquetas y, cuando proceda, siguiendo las recomendaciones e instrucciones dictadas por el asesor.
6. Se conservará un listado actualizado de todas las materias activas que son utilizadas para cada cultivo y en cada parcela y/o recinto SIGPAC. Este listado deberá tener en cuenta cualquier cambio en la legislación sobre fitosanitarios.
7. La presencia de residuos deberá minimizarse mediante cumplimiento estricto de los plazos de seguridad, para los que se encuentra autorizado el producto.
8. Con objeto de disminuir el riesgo de la contaminación proveniente de los restos de fitosanitarios que quedan en los envases de productos líquidos, se efectuará un triple enjuagado de los mismos después de su empleo. El agua de enjuagado se añadirá al tanque de aplicación.
9. En el caso de que quede líquido en el tanque por un exceso de mezcla, o si hay tanques de lavado, éstos deben aplicarse sobre el mismo cultivo, siempre que no supere la cantidad de materia activa por hectárea permitida en la autorización del producto. No obstante, cuando estén disponibles, se dará preferencia a la eliminación de estos restos mediante instalaciones o dispositivos preparados para eliminar o degradar residuos de productos fitosanitarios, según lo dispuesto en el artículo 39 del Real Decreto 1311/2012. En el caso de no poder cumplir estas exigencias, se deberán gestionar por un gestor de residuos debidamente autorizado.
10. Los fitosanitarios caducados solamente pueden gestionarse mediante un gestor de residuos autorizado. Los envases vacíos deben entregarse a los puntos de recogida del sistema colectivo que los ampara o al punto de venta, previamente enjuagados tres veces cuando se trate de productos líquidos.

11. La maquinaria utilizada en los tratamientos fitosanitarios se someterá a revisión y calibrado periódico todos los años por el titular, así como a las revisiones oficiales establecidas en las disposiciones vigentes en la materia.
12. Los volúmenes máximos de caldo y caudal de aire en los tratamientos fitosanitarios se ajustarán a los parámetros precisos, teniendo en cuenta el estado fenológico del cultivo para obtener la máxima eficacia con la menor dosis.
13. Con objeto de reducir la contaminación de los cursos de agua se recomienda establecer y mantener márgenes con cubierta vegetal a los largo de los curso de agua/canales.
14. Con objeto de favorecer la biodiversidad de los ecosistemas agrícolas (reservorios de fauna auxiliar) se recomienda establecer áreas no cultivadas en las proximidades a las parcelas de cultivo.
15. Prácticas prohibidas:
 - Utilización de calendarios de tratamientos, al margen de las intervenciones preventivas debidamente justificadas.
 - Abandonar el control fitosanitario antes de la finalización del ciclo vegetativo del cultivo.
 - El vertido, en el agua y en zonas muy próximas a ella, de líquidos procedentes de la limpieza de la maquinaria de tratamiento.
 - Aplicar productos fitosanitarios en condiciones meteorológicas desfavorables.

***PRINCIPIOS PARA LA APLICACIÓN DE LA
GESTION INTEGRADA DE PLAGAS***





Principios para la aplicación de la Gestión Integrada de Plagas, Enfermedades y Malas Hierbas

De acuerdo con el anexo I del Real Decreto 1311/2012, los principios generales para la Gestión Integrada de Plaga, serán:

- a) La prevención o la disminución de poblaciones de organismos nocivos hasta niveles no perjudiciales debe lograrse o propiciarse, entre otras posibilidades, especialmente por:
 - rotación de los cultivos,
 - utilización de técnicas de cultivo adecuadas (por ejemplo en cultivos herbáceos: técnica de la falsa siembra, fechas, densidad y profundidad de siembra, sistema adecuado de laboreo, ya sea convencional, mínimo laboreo o siembra directa; y en cultivos arbóreos: sistemas de plantación, fertilización, poda y aclareo adecuados),
 - utilización de material de siembra o plantación certificado libre de agentes nocivos,
 - utilización, cuando proceda, de variedades resistentes o tolerantes a los biotipos de los agentes nocivos predominantes, así como de simientes y material de multiplicación normalizados,
 - utilización de prácticas equilibradas de fertilización, enmienda de suelos, riego y drenaje,
 - prevención de la propagación de organismos nocivos mediante medidas profilácticas (por ejemplo, limpiando periódicamente la maquinaria y los equipos, desinfectando herramientas, cuidando el tránsito de aperos, maquinaria y vehículos entre zonas afectadas y no afectadas),
 - protección y mejora de los organismos beneficiosos importantes, por ejemplo con medidas fitosanitarias adecuadas o utilizando infraestructuras ecológicas dentro y fuera de los lugares de producción,
 - sueltas o liberaciones de dichos organismos beneficiosos en caso necesario.
- b) Los organismos nocivos deben ser objeto de análisis preventivo y seguimiento durante el cultivo mediante métodos e instrumentos adecuados, cuando se disponga de ellos. Estos instrumentos adecuados deben incluir la realización de observaciones sobre el terreno y sistemas de alerta, previsión y diagnóstico precoz, apoyados sobre bases científicas sólidas, así como las recomendaciones de asesores profesionalmente cualificados.
- c) Se debe procurar conocer el historial de campo en lo referente a los cultivos anteriores, las plagas, enfermedades y malas hierbas habituales y el nivel de control obtenido con los métodos empleados. Sobre la base de los resultados de esta vigilancia, los usuarios profesionales deberán tomar decisiones sobre las estrategias de gestión integrada a seguir, incluyendo la aplicación de medidas fitosanitarias y el momento de aplicación de ellas. Cuando sea posible, antes de efectuar las medidas de control deberán tenerse en cuenta los umbrales de los organismos nocivos establecidos para la región, las zonas específicas, los cultivos y las condiciones climáticas particulares.
- d) Los métodos biológicos, físicos y otros no químicos deberán preferirse a los métodos químicos. En todo caso, se emplearán de forma integrada con los productos fitosanitarios cuando no permitan un control satisfactorio de las plagas.
- e) Los productos fitosanitarios aplicados deberán ser tan específicos para el objetivo como sea posible, y deberán tener los menores efectos secundarios para la fauna auxiliar, la salud humana, los organismos a los que no se destine y el medio ambiente, de acuerdo con lo dispuesto entre los artículos 30 y 35 del Real Decreto 1311/2012.
- f) Los usuarios profesionales deberán limitar la utilización de productos fitosanitarios y otras formas de intervención a los niveles que sean necesarios, por ejemplo, mediante la optimización de las dosis, la reducción de la frecuencia de aplicación o mediante aplicaciones fraccionadas, teniendo en cuenta que el nivel de riesgo que representan para la vegetación debe ser aceptable, que no incrementan el riesgo de desarrollo de resistencias en las poblaciones de organismos nocivos y que los niveles de intervención establecidos no suponen ninguna merma sobre la eficacia de la intervención realizada. Para este objetivo son muy útiles las herramientas informáticas de ayuda a la decisión cuando se dispongan de ello.
- g) Cuando el riesgo de resistencia a una materia activa fitosanitaria sea conocido y cuando el nivel de organismos nocivos requiera repetir la aplicación de productos fitosanitarios en los cultivos, deberán aplicarse las estrategias disponibles contra la resistencia, con el fin de mantener la eficacia de los productos. Esto deberá incluir la utilización de materias activas o mezclas con distintos mecanismos de resistencia y modos de acción de forma alterna.
- h) Los usuarios profesionales deberán comprobar la eficacia de las medidas fitosanitarias aplicadas sobre la base de los datos registrados sobre la utilización de productos fitosanitarios y del seguimiento de los organismos nocivos.



***MEDIDAS ESPECÍFICAS PARA
ZONAS DE PROTECCIÓN***

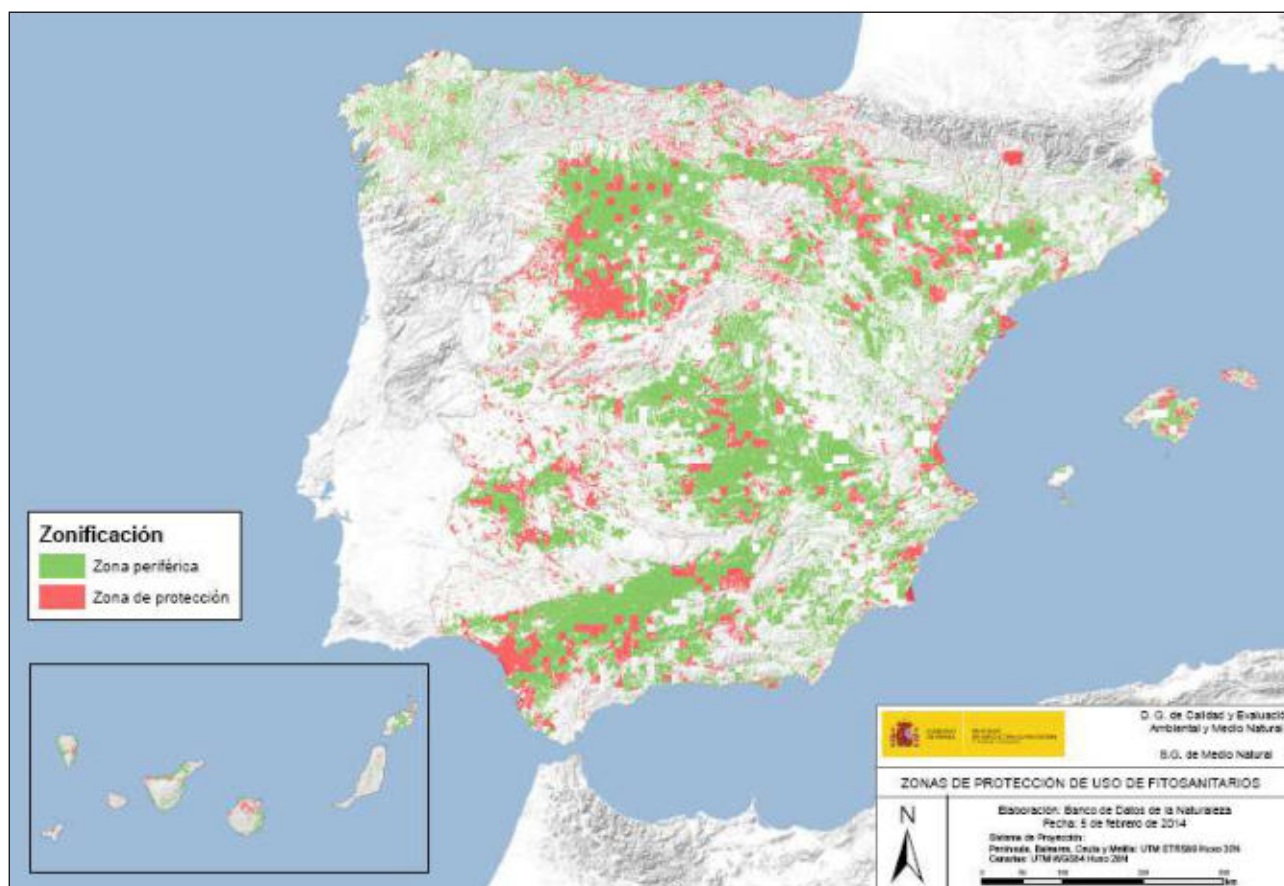




Medidas específicas para zonas de protección

Los medios agrarios españoles mantienen una importante biodiversidad. Sin embargo, existen datos que indican que en las últimas décadas han disminuido las poblaciones de muchas especies silvestres. Su conservación es importante, y por eso el Real Decreto 1311/2012, de 14 de septiembre, y en concreto su artículo 34, pretende, entre otros objetivos, que se reduzca el riesgo para plantas y animales derivado del uso de productos fitosanitarios en las zonas de mayor interés.

De este modo, se han identificado estas zonas, que resultan ser las más sensibles por estar en ellas presentes las especies más amenazadas, tanto de flora como de fauna. Para definir estas zonas (llamadas "Zonas de protección") se ha considerado la presencia de especies protegidas en zonas agrícolas, la red Natura 2000 y la presencia de masas de agua. El resultado ha sido una cartografía con tres niveles de riesgo: zonas agrícolas, zonas periféricas (bajo riesgo) y zonas de protección (alto riesgo). La metodología empleada para la delimitación de estas zonas puede consultarse en el Anexo I.



Para las zonas de protección (en rojo en el mapa) se emiten una serie de recomendaciones para el uso sostenible de productos fitosanitarios y la conservación de las especies protegidas. Para las zonas periféricas no se emiten recomendaciones más allá de las obligaciones legales establecidas en el Real Decreto 1311/2012, de 14 de septiembre.

Consulta a través de SIGPAC

La cartografía de las zonas de protección se puede consultar en el visor SIGPAC: <http://sigpac.mapa.es/feqa/visor/>

Para conocer si una explotación se encuentra situada en una zona de protección, y consultar los detalles de las parcelas y recintos, se debe acceder a la pestaña "Consulta" y "Propiedades" en el propio visor.

Medidas a aplicar

Para las zonas de protección (en rojo en el mapa), se propone la aplicación de las siguientes medidas:

- 1.- Contratación de la figura del asesor como práctica recomendada en todas las zonas de protección de especies amenazadas, independientemente de que el cultivo esté declarado como de baja utilización de productos fitosanitarios. Con esto se pretende hacer hincapié en la búsqueda de la racionalización de los tratamientos.
- 2.- Recomendación de realización de inspecciones de maquinaria cada 2 años, en lugar de los 3 años prescritos en el Real Decreto 1702/2011. Al margen de esto se recomienda realizar por parte del aplicador la comprobación de los equipos antes de cada tratamiento.
- 3.- Utilización de boquillas antideriva.
- 4.- Fomento de la gestión de residuos mediante la contratación de un gestor de residuos autorizado o la implantación de un sistema de gestión de residuos 'in situ' en los términos definidos en los artículos 39 y 41 del RD 1311/2012.
- 5.- Establecimiento de bandas de seguridad más amplias en relación con masas de agua superficiales cuando se vayan a realizar tratamientos, regulación y comprobación de equipos.
- 6.- Fomento del uso de productos fitosanitarios no clasificados como peligrosos para el medio ambiente. Se recomienda evitar los productos etiquetados con los pictogramas siguientes:



1



2

- 7.- Fomento del establecimiento de áreas de compensación ecológica y del incremento de zonas en barbecho en las que no se lleven a cabo tratamientos para favorecer a la fauna y flora silvestre.
- 8.- Fomentar que se minimice la aplicación directa de productos fitosanitarios y se reduzcan los potenciales riesgos de contaminación difusa en los siguientes tipos de ambientes:
 - Lugares en los que se conservan manchas cercanas de vegetación natural (bosque, matorral, pastizales...) y/o existen cursos fluviales o masas de agua en las inmediaciones.
 - Elementos que diversifican el paisaje y que son refugio para fauna y flora, como lindes de caminos, riberas de arroyos, acúmulos de piedras, rodales de árboles o matorral, etc. Estos elementos poseen un valor natural y socioeconómico muy importante, por ejemplo, al acoger a muchas especies polinizadoras, controladoras naturales de plagas o cinegéticas, así como a los insectos y plantas que constituyen su alimento.
 - Entorno de cuevas, simas, oquedades, puentes de piedra o edificios singulares que sirvan como refugio a murciélagos, así como en sus zonas conocidas de alimentación.
- 9.- En su caso, fomento del uso de semillas no tratadas con fitosanitarios; de ser estrictamente preciso su uso, empleo de técnicas que mitiguen su toxicidad sobre las aves, como su enterramiento profundo y evitar dejar cualquier tipo de resto o residuo en el campo.

1 Corresponde a la clasificación de peligros para el medio ambiente acuático en las categorías indicadas en la etiqueta con R50, R50/53 o R51/53, según establece el Real Decreto 255/2003.

2 Corresponde a la clasificación de peligros para el medio ambiente acuático en las categorías indicadas en la etiqueta con H400, H410 o H411, según establece el Reglamento 1272/2008 (Reglamento CLP).

LISTADO DE PLAGAS





PLAGAS

<i>Agriotes</i> sp., <i>Lacun</i> sp., <i>Elater</i> sp. (Gusanos de alambre, doradillos, orovivos, alfilerillo, herrete, magranola)	27	51
<i>Agrotis Segetum</i> Denis & Schiffermüller, <i>Agrotis ypsilon</i> Hufnagel, <i>Agrotis exclamatoris</i> Linnaeus, <i>Noctua pronuba</i> Linnaeus (Gusanos grises, rosquillas, malduermes, gusano cortador, dormidor)	28	57
<i>Melolontha melolonta</i> Linnaeus, <i>Anoxia villosa</i> Fabricius, <i>Rhizotrogus</i> sp., <i>Amphimallon</i> sp., <i>Pentodon</i> sp. (Gusano blanco)	28	61
<i>Helicoverpa armigera</i> , Hübner (Oruga de los brotes, Heliothis)	29	65

ENFERMEDADES

<i>Plasmopara halstedii</i> (Farl.), Berl. & de Toni. (Mildiu del girasol)	30	71
<i>Macrophomina phaseolina</i> (Tassi) Goid. (Podredumbre carbonosa de raíz y tallo)	30	77
<i>Sclerotinia sclerotiorum</i> (Libert) de Bary, <i>Sclerotinia minor</i> Jagger (Podredumbre blanca y marchitez)	31	83
<i>Verticillium dahliae</i> Kleb. (Verticilosis)	32	89
<i>Botrytis cinerea</i> Pers., teleomorfo <i>Botryotinia fuckeliana</i> (de Bary) Whetz. (Podredumbre gris del capítulo)	32	95
<i>Rhizopus</i> spp. (Podredumbre seca del capítulo)	33	101
<i>Phoma oleracea</i> Saccardo (Manchado negro)	33	
<i>Septoria helianthi</i> Ellis & Kellermann (Mancha de la hoja)	33	
<i>Alternaria helianthi</i> (Hansford) Tubaki & Nishihara (Tizón fungoso, mancha del tallo y hoja)	34	
Virosis (Mosaico del girasol)	34	

PARÁSITOS VEGETALES

<i>Orobanche cumana</i> Wallroth (Jopo)	35	105
-----------------------------------------	----	-----

MALAS HIERBAS**Dicotiledóneas:****Anuales**

<i>Abutilon theophrasti</i> Med. (Abutilon)	36	111
<i>Xanthium strumarium</i> L. (Bardana, cadillo), <i>X. spinosum</i> L. (Amores)	36	111
<i>Amaranthus retroflexus</i> L. (Bledos, Mocopavos)	36	111
<i>Chenopodium album</i> L. (Cenizo)	36	111
<i>Centaurea cyanus</i> L. (Centaurea)	36	111
<i>Polygonum aviculare</i> L. (Cien nudos)	36	112
<i>Salsola kali</i> L. (Corremundos)	36	112
<i>Datura stramonium</i> L. (Higueritas, estramonio)	36	112
<i>Euphorbia helioscopia</i> L. (Lechetrezna)	36	112
<i>Solanum nigrum</i> L. (Tomatito)	36	112
<i>Chrozophora tinctoria</i> (L.) Raf. (Tornasol)	36	112
<i>Portulaca oleracea</i> L. (Verdolaga)	36	112

	Página	
Plurianuales		
<i>Cirsium arvense</i> (L.) Scop. (Cardo)	36	113
<i>Eryngium campestre</i> L. (Cardo corredor)	36	113
<i>Convolvulus arvensis</i> L. (Correhuela)	36	113
<i>Ecballium elaterium</i> (L.) A. Rich. (Pepinillo del diablo)	36	113
Gramíneas:		
Anuales		
<i>Phalaris</i> spp. (Alpiste, Alpistera)	36	113
<i>Echinochloa crus-galli</i> (L.) Beauv. (Miseriega)	36	113
<i>Digitaria sanguinalis</i> (L.) Scop. (Pata de gallina)	36	113
<i>Lolium rigidum</i> Gaud. (Vallico)	36	114
Plurianuales		
<i>Sorghum halepense</i> (L.) Pers. (Cañota)	36	114
Ciperáceas:		
<i>Cyperus rotundus</i> L. (Juncia, castañuela)	36	114

***CUADRO DE ESTRATEGIA DE GESTIÓN
INTEGRADA DE PLAGAS***





Plagas principales	Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo	Medidas de prevención y/o culturales	Umbral/Momento de intervención	Medidas alternativas al control químico (*)	Medios químicos
Agriotes sp., Lacun sp., Elater sp. (Gusanos de alambre, doradillos, orovivos, alfilerillo, herrete, magranola)	<p>Extremar la vigilancia en parcelas que anteriormente hayan tenido pastos o larga historia de cultivo de cereal</p> <p>Antes del cultivo:</p> <p><i>Alternativa 1</i> Enterrar a 10-15 cm bolsas de tela o recipientes tapados, agujereados por todos sus lados con agujeros de 1 cm de diámetro, rellenar con vermiculita y una mezcla de 30 gr. maíz y 30 gr. de trigo habiendo estado la noche anterior a remojo, cubrir las trampas con tierra sin raíces. Colocar 4 trampas/Ha. Desenterrar pasados 10-15 días</p> <p><i>Alternativa 2</i> Cavar 50 agujeros de unos 8x8 cm. Recoger toda la tierra y realizar el conteo de gusanos</p> <p>Durante la nascencia: observación de daños en la base de la planta</p>	<p>Laboreo del suelo al final de la primavera o principio de verano</p> <p>El laboreo frecuente del suelo puede reducir la población de larvas jóvenes, puesto que son sensibles a la desecación</p> <p>Rotaciones en las que no intervegan pastos, cereales o alfalfa y que se recojan antes de mayo-junio</p> <p>Emplear ruedas que presionen el surco de siembra</p> <p>En parcelas con indicios de gusanos de alambre, eliminar los rastros al principio de verano</p>	<p><i>Alternativa 1</i> 1-2 gusanos por trampa</p> <p><i>Alternativa 2</i> 12 gusanos en el total de los 50 agujeros</p> <p>Si se han detectado daños tras la nascencia, no se podrá controlar de forma eficaz</p>	<p>Medios biológicos</p> <p>Algunos coleópteros del género Carabus y otros se alimentan de las larvas de esta plaga</p> <p>Algunas asteráceas secretan compuestos por su raíz que repelen los gusanos de alambre</p> <p>Biofumigación con restos de brásicas</p> <p>Algunos hongos entomopatógenos (<i>Metarhizium anisopliae</i> o <i>Beauveria bassiana</i>) combinados con dosis muy bajas de insecticida pueden controlar esta plaga</p>	<p>Solo se contempla la utilización de insecticidas en la semilla, buscar la combinación de materias activas que aseguren un buen control de los gusanos tras la germinación de la semilla</p> <p>Es difícil de controlar una vez que el cultivo está en desarrollo. En muy pocos casos puede estar justificado por razones económicas un tratamiento contra larvas neonatas</p> <p>Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente</p>

(*) Se han recogido en este apartado los medios biológicos, biotecnológicos y físicos. Los medios culturales, que también pueden ser una alternativa al control químico, se han agrupado con las medidas de prevención.

Plagas principales	Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo	Medidas de prevención y/o culturales	Umbral/Momento de intervención	Medidas alternativas al control químico (*)	Medios químicos
<p>Agrotis Segetum Denis & Schiffermüller, Agrotis ypsilon Hufnagel, Agrotis exclamationis Linnaeus, Noctua pronuba Linnaeus (Gusanos grises, rosquillas, malduermes, gusano cortador, dormidor)</p>	<p>Realizar los muestreos en 25 estaciones de control (30x30 cm de suelo) a lo largo de un muestreo en Z por la parcela, removiendo el suelo alrededor de las plantas en busca de las orugas</p> <p>Observación de plantas recién nacidas hasta 10-15 cm de altura</p>	<p>Realizar siembras tempranas</p> <p>Las labores del terreno en invierno exponen a las orugas a la acción de los pájaros</p> <p>Eliminar hierbas adventicias donde pueda haber huevos de estos insectos</p>	<p>Una larva por cada estación de control ó 25 a 30% de plántulas dañadas</p>	<p>Medios biológicos La acción de los pájaros al alimentarse de las orugas expuestas sobre el terreno, puede reducir en parte la incidencia de plaga en años futuros</p> <p>Los nematodos entomopatógenos del género <i>Steinernema</i> causan de manera natural enfermedades a las larvas de este insecto</p>	<p>Es recomendable hacer el tratamiento al atardecer</p> <p>Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente</p>
<p>Melolontha melolontha Linnaeus, Anoxia villosa Fabricius, Rhizotrogus sp., Amphimallon sp., Pentodon sp. (Gusanos blancos)</p>	<p>Observación de plantas recién nacidas hasta 2-3 semanas después del nacimiento</p>	<p>Remover el terreno previamente a la plantación, al objeto de exponer las larvas al sol y a los animales predadores, además de dificultar la puesta de huevos</p> <p>Eliminar las malas hierbas y plantas espontáneas de porte bajo o rastroso es una medida muy eficaz para impedir la puesta</p>	<p>No se han definido umbrales de actuación, aunque es recomendable actuar confirmada la presencia de larvas que hayan ocasionado los primeros daños si las poblaciones son elevadas</p>	<p>Medios biológicos Existen algunos parasitoides de huevos, coleópteros depredadores, y algunas aves que pueden tener acción contra esta plaga, y que es necesario proteger porque pueden efectuar cierto control natural de esta plaga</p>	<p>Pueden utilizarse insecticidas aplicados a la semilla, o sobre el cultivo implantado. En este segundo caso es recomendable hacer el tratamiento al atardecer</p> <p>Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente</p>

(*) Se han recogido en este apartado los medios biológicos, biotecnológicos y físicos. Los medios culturales, que también pueden ser una alternativa al control químico, se han agrupado con las medidas de prevención.

Plagas principales	Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo	Medidas de prevención y/o culturales	Umbral/Momento de intervención	Medidas alternativas al control químico (*)	Medios químicos
<i>Helicoverpa armigera</i> Hübner (Oruga de los brotes, Heliiothis)	<p>Para el seguimiento del ciclo biológico de la plaga pueden utilizarse trampas de feromona</p> <p>Para la determinación de la densidad real de plaga, será necesario realizar una observación visual de larvas sobre 50 plantas tomadas al azar, distribuidas por toda la parcela</p>	<p>Evitar el excesivo desarrollo vegetativo del cultivo, no superar la fertilización de nitrógeno recomendada</p> <p>Labor mecánica de arado y volteo del suelo para sacar a superficie las pupas y sean destruidas por las condiciones desfavorables de temperatura y humedad, además de ser utilizada como alimento por otras especies como las aves</p> <p>Rotación del cultivo (3-4 años) Destrucción de restos de cosecha infestados</p>	<p>No se han definido umbrales de actuación</p> <p>La decisión debe estar fundada en los daños sufridos en la parcela durante el cultivo en curso o si ha habido daños en años anteriores; se debe actuar cuando se haya constatado el vuelo de adultos mediante las trampas y se hayan observado huevos o larvas en los primeros estadios de desarrollo sobre las plantas</p>	<p>Medios biológicos Respetar y fomentar las poblaciones naturales de parasitoides (<i>Hyposoter didymator</i>, <i>Cotesia kazak</i>, <i>Trichogramma</i> sp.) y otros auxiliares</p> <p>(algunas especies de <i>Orius</i> se alimentan de huevos de la plaga)</p> <p>Se podrán utilizar, en el caso de que existan, formulados a base de microorganismos autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente, aplicados en la parte aérea de la planta</p>	<p>Cuando sea necesario tratamiento químico realizar un tratamiento foliar sobre los focos detectados mojando uniformemente todas las partes de la planta donde están las orugas, mojar bien hojas (haz y envés), tallos y brotes</p> <p>Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente</p>

(*) Se han recogido en este apartado los medios biológicos, biotecnológicos y físicos. Los medios culturales, que también pueden ser una alternativa al control químico, se han agrupado con las medidas de prevención.

Enfermedades principales	Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo	Medidas de prevención y/o culturales	Umbral/Momento de intervención	Medidas alternativas al control químico (*)	Medios químicos
<i>Plasmopara halstedii</i> (Farl.), Berl. & de Toni. (Mildiu del girasol)	Observación de síntomas sobre todo desde V1-V12 y R Estar atento a la muerte de plántulas tras la nascencia si las condiciones son de lluvias persistentes	Sembrar variedades certificadas resistentes Utilizar semillas tratadas Sembrar con buen tempero y evitar las lluvias durante la siembra Rotaciones largas con cultivos menos susceptibles, los terrenos arcillosos pueden requerir rotaciones más largas Eliminación de girasoles espontáneos u otras compuestas que pudieran albergar la enfermedad	No se han definido umbrales de actuación Tratamientos preventivos a la semilla		Tratamiento de semillas si se siembra en una zona susceptible de mildiu Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente
<i>Macrophomina phaseolina</i> (Tassi) Goid. (Podredumbre carbonosa de raíz y tallo)	Inspección visual de la parcela desde la floración hasta la maduración Puede aparecer al final de la floración, la enfermedad es más severa en temperaturas de 35-40 °C y con baja humedad Se incrementa con la salinidad o riego con aguas salinas	Uso de semilla certificada libre de patógeno Utilizar, si es posible variedades resistentes Elegir la fecha de siembra menos propicia para la enfermedad No sembrar en parcelas que hayan tenido historial reciente de <i>M. phaseolina</i> No sembrar en terrenos con suela de labor somera Vigilar que no se den condiciones de estrés y salinidad Riegos adecuados y mantenidos sobre todo en caso de temperatura elevada Vigilar daños por insectos (Gorgojos) que sirvan den entrada al hongo El exceso de abonado nitrogenado favorece la enfermedad. Abonado correcto de B y P Eliminar los restos del cultivo infectado o de adventicias que presenten síntomas compatibles Rotación con cultivos menos susceptibles (3-4 años)	No se han definido umbrales de actuación En campos infectados tomar en consideración la rotación con otros cultivos en los siguientes años	Medios biotecnológicos Existen variedades de girasol con resistencia genética a la podredumbre carbonosa	El control químico no resulta efectivo

(*) Se han recogido en este apartado los medios biológicos, biotecnológicos y físicos. Los medios culturales, que también pueden ser una alternativa al control químico, se han agrupado con las medidas de prevención.

Enfermedades principales	Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo	Medidas de prevención y/o culturales	Umbral/Momento de intervención	Medidas alternativas al control químico (*)	Medios químicos
<p><i>Sclerotinia sclerotiorum</i> (Libert) de Bary, <i>Sclerotinia minor</i> Jagger (Podredumbre blanca y marchitez)</p>	<p>Prospección visual</p> <p>Observación de marchiteces y podredumbres en los tallos y/o en los capítulos de las plantas</p> <p>Observar si existen daños por pulgones, chinches o polillas, ya que pueden predisponer al desarrollo de la enfermedad</p> <p>Seguimiento de las variables climáticas (alta humedad y temperaturas entre 10-18 °C favorecen su desarrollo), principalmente en el centro y norte peninsular con siembras tardías en regadío</p>	<p>Planificar la época de siembra, sembrar para que la floración no coincida en épocas de riesgo (elevada humedad y temperaturas en torno a 10-18°C)</p> <p>Densidades de siembra no muy altas, de forma que la separación entre plantas permita una adecuada aireación del cultivo</p> <p>Uso de semilla certificada</p> <p>Utilizar, si es posible, variedades tolerantes</p> <p>Siembra temprana de híbridos de ciclo corto parece reducir el riesgo de infección</p> <p>En parcelas infestadas únicamente por <i>S. minor</i>, laboreo superficial o incluso el no laboreo</p> <p>Controlar las malas hierbas que puedan servir de refugio del inóculo</p> <p>Rotación con cereal puede reducir el riesgo del inóculo</p>	<p>No se han definido umbrales de actuación</p>	<p>Medios biológicos</p> <p>Hongo parásito: <i>Coniothyrium minitans</i></p>	<p>No proceden</p>

(*) Se han recogido en este apartado los medios biológicos, biotecnológicos y físicos. Los medios culturales, que también pueden ser una alternativa al control químico, se han agrupado con las medidas de prevención.

Enfermedades principales	Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo	Medidas de prevención y/o culturales	Umbral/Momento de intervención	Medidas alternativas al control químico (*)	Medios químicos
<p><i>Verticillium dahliae</i> Kleb. (Verticilosis)</p>	<p>Observación visual teniendo en cuenta que el momento óptimo para que ocurra la infección es desde la siembra hasta que tiene 8-10 semanas y con temperaturas en torno a 20-25°C y suelo ligeramente húmedo</p>	<p>Utilizar, si es posible, variedades resistentes</p> <p>Abonado equilibrado para controlar el exceso de vigor de la planta</p> <p>Destrucción de rastrojos</p> <p>Rotaciones con especies no susceptibles</p> <p>Evitar realizar la siembra en un terreno donde existan antecedentes de ataques previos</p> <p>Evitar la propagación a través de maquinaria, agua de riego, animales, calzados, aperos, etc...</p> <p>En caso de detectarse la enfermedad y que haya contaminación de balsas de riego, desinfectar éstas</p> <p>La siembra directa es una opción eficaz, sobre todo en combinación con el uso de variedades resistentes</p>	<p>Una vez detectado en la parcela hacer un seguimiento para ver la evolución en el tiempo y evitar que se propague llevando a cabo las medidas señaladas en la columna anterior</p>		<p>Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente</p>
<p><i>Botrytis cinerea</i> Pers., teleomorfo <i>Botryotinia fuckeliana</i> (de Bary) Whetz. (Podredumbre gris del capítulo)</p>	<p>Observación visual, especialmente cuando las condiciones ambientales son favorables (humedad alta y temperatura de 15-25°C) y teniendo en cuenta que la infección se produce generalmente a través de las heridas (granizo, cicatriz de la flor, insectos...)</p>	<p>Empleo de semilla certificada, libre de enfermedad</p> <p>Utilizar, si es posible variedades resistentes</p> <p>Evitar presencia de agua libre sobre el cultivo</p> <p>Vigilar fertilización nitrogenada</p> <p>Evitar densidades altas de siembra que comprometan la ventilación del cultivo</p> <p>Eliminar restos de cultivos infectados</p>	<p>Actuar contra la plaga en el momento que se detecten focos activos, con el fin de evitar su proliferación a gran escala</p> <p>En caso de presencia de botritis en los capítulos se debe cosechar el girasol lo antes posible</p>		<p>En caso de ser necesario, se podrán utilizar, si existen, los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente, teniendo en cuenta que conseguir una aplicación homogénea en los capítulos resulta muy difícil y puede ser complicado controlar esta enfermedad una vez iniciada si las condiciones ambientales son propicias</p>

(*) Se han recogido en este apartado los medios biológicos, biotecnológicos y físicos. Los medios culturales, que también pueden ser una alternativa al control químico, se han agrupado con las medidas de prevención.

Enfermedades principales	Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo	Medidas de prevención y/o culturales	Umbral/Momento de intervención	Medidas alternativas al control químico (*)	Medios químicos
<i>Rhizopus</i> spp. (Podredumbre seca del capítulo)	<p>Prospección visual</p> <p>Observación de heridas o lesiones en los capítulos, causadas por insectos, pájaros, granizo, ya que facilitan la entrada del patógeno</p> <p>Seguimiento de las variables climáticas de temperatura y lluvia (elevada humedad y altas temperaturas (30° C) durante la floración y al inicio de la maduración)</p> <p>Máxima susceptibilidad a la enfermedad cuando el grano está en fase lechosa</p>	<p>Controlar en lo posible daños de insectos, pájaros y elementos de riego</p> <p>Uso de variedades con capítulo inclinado</p> <p>Controlar las plantas espontáneas y girasoles silvestres antes del cultivo</p>	<p>No existen medidas de control de esta enfermedad, cualquier intervención debe tener carácter preventivo</p>		<p>No proceden</p>
<i>Phoma oleracea</i> Saccardo (Manchado negro)	<p>Temperaturas >25°C y alta humedad</p> <p>Estadios fenológicos R1 a R8</p>	<p>Destrucción de rastrojos afectados</p>	<p>No se han definido umbrales de actuación</p>		<p>No proceden</p>
<i>Septoria helianthi</i> Ellis & Kellermann (Mancha de la hoja)		<p>Empleo de semilla certificada libre de patógeno</p> <p>Rotaciones de cultivo</p>	<p>No se han definido umbrales de actuación</p>		<p>No proceden</p>

(*) Se han recogido en este apartado los medios biológicos, biotecnológicos y físicos. Los medios culturales, que también pueden ser una alternativa al control químico, se han agrupado con las medidas de prevención.

Enfermedades principales	Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo	Medidas de prevención y/o culturales	Umbral/Momento de intervención	Medidas alternativas al control químico (*)	Medios químicos
Alternaria helianthi (Hansford) Tubaki & Nishihara (Tizón fungoso, mancha del tallo y la hoja)	Temperatura 25-27°C y alta humedad relativa con viento y salpicaduras de agua Más sensible en floración y llenado de frutos	Empleo de semilla certificada, libre de enfermedad Utilizar, si es posible variedades resistentes Evitar siembras tardías Control de plantas adventicias hospedantes de la enfermedad Densidad de siembra correcta para permitir aireación Destrucción de rastrojos	Presencia de síntomas		Los tratamientos químicos no son efectivos si las condiciones ambientales son propicias para la enfermedad Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente
Virosis (Mosaico del Girasol)		Emplear semilla certificada, libre de la enfermedad Controlar insectos y maquinaria que actúan como vectores Eliminar restos de cultivo Eliminar especies de <i>Amaranthus</i> donde puede sobrevivir el virus			Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente

(*) Se han recogido en este apartado los medios biológicos, biotecnológicos y físicos. Los medios culturales, que también pueden ser una alternativa al control químico, se han agrupado con las medidas de prevención.

Parásitos vegetales	Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo	Medidas de prevención y/o culturales	Umbral/Momento de intervención	Medios químicos
<p><i>Orobanche cumana</i> Wallroth (Jopo)</p>	<p>Observación visual</p> <p>Aparición de unos tallos como “espárragos” en la base de las plantas de girasol parasitadas. La planta de <i>O. cumana</i> continúa su crecimiento y florece de forma casi simultánea al girasol</p> <p>En la floración es cuando la infección se hace más patente en el cultivo, observándose plantas de menos altura y con síntomas de marchitez.</p> <p>Su periodo crítico comprende las 4-6 semanas tras la siembra</p> <p>La mejor forma de detectar una infección de forma precoz es arrancar las plantas con buen cepellón y ver si hay tallos de <i>O. cumana</i> asociados a las raíces</p>	<p>Tan pronto como se detecte la planta parásita actuar destruyendo los tallos antes de que florezcan</p>	<p>Emplear semillas certificadas libres de semilla de <i>O. cumana</i></p> <p>Efectuar una limpieza total de maquinaria (aperos, cosechadoras) que entren en parcelas que no hayan tenido nunca infección, sobre todo si han trabajado en parcelas infestadas</p> <p>Evitar entrada de ganado que haya pastado en parcelas con presencia de jopo</p> <p>El método tradicional de control del jopo es el cultivo de variedades de girasol con resistencia genética. Debido a que existen diversas razas de la planta parásita, la variedad resistente deberá ser la aquella/s raza/s presente/s en la zona. Actualmente la raza predominante en España es la raza F. Las variedades de girasol que se comercializan suelen ser resistentes a la raza F e incluso a todas las razas, si bien no puede descartarse la aparición a medio plazo de nuevas razas más virulentas que superen la resistencia genética disponible en el momento de la publicación de esta guía</p> <p>En plantas de girasol abundantemente fertilizadas y cultivadas en laboratorio se ha observado una menor infección por <i>O. cumana</i>, pero no existen datos sobre la influencia que pueden tener diferentes concentraciones de minerales, como nitrógeno, fósforo, potasio o silicio en la instalación y emergencia de la planta parásita en el cultivo en campo</p> <p>Respecto a la fecha de siembra, las siembras tardías en Andalucía se asocian a ataques más leves por parte de la planta parásita</p> <p>La solarización bajo cubierta plástica transparente con el suelo húmedo, e incluso con una enmienda previa de compost de gallinaza, parece tener efecto supresor del banco de semillas de jopo en parcelas donde ha habido infecciones previas, estas solarizaciones se deben realizar durante unos 60 días en los meses de más calor</p>	<p>La única alternativa eficaz para controlar el jopo del girasol por vía química es sembrar híbridos de girasol insensibles a herbicidas no selectivos de las variedades tradicionales de cultivo. De emplear esta opción se requiere un especial cuidado al realizar los tratamientos herbicidas en lo que respecta a la dosis y momento de aplicación, con el fin de controlar el jopo en postemergencia independientemente de su raza, con la ventaja añadida del control simultáneo de otras malas hierbas en el cultivo</p> <p>Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente</p>

Malas hierbas	Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo	Umbral/Momento de intervención	Medidas de prevención y/o alternativas al control químico	Medios químicos
<p>Dicotiledóneas: Anuales <i>Abutilon theophrasti</i> Med. (Abutilon) <i>Xanthium strumarium</i> L. (Amores), <i>X. spinosum</i> L. (Bardana, cadillo) <i>Amaranthus retroflexus</i> L. (Bledos, Mocopavos) <i>Chenopodium album</i> L. (Cenizo) <i>Centaurea cyanus</i> L. (Centaurea) <i>Polygonum aviculare</i> L. (Cien nudos) <i>Salsola kali</i> L. (Corremundos) <i>Datura stramonium</i> L. (Higueritas, Estramonio) <i>Euphorbia helioscopia</i> L. (Lechetrezna) <i>Solanum nigrum</i> L. (Tomatito) <i>Chrozophora tinctoria</i> (L.) (Raf. Tomasol) <i>Portulaca oleracea</i> L. (Verdolaga)</p> <p>Plurianuales <i>Cirsium arvense</i> (L.) Scop. (Cardo) <i>Eryngium campestre</i> L. (Cardo corredor) <i>Convolvulus arvensis</i> L. (Correhuela) <i>Ecballium elaterium</i> (L.) A. Rich. (Pepinillo del diablo)</p> <p>Gramíneas: Anuales <i>Phalaris</i> spp. (Alpiste, Alpistera) <i>Echinochloa crus-galli</i> (L.) Bauv. (Miseriega) <i>Digitaria sanguinalis</i> (L.) Scop. (Pata de gallina) <i>Lolium rigidum</i> Gaud. (Vallico)</p> <p>Plurianuales <i>Sorghum halepense</i> (L.) Scop. (Cañota)</p> <p>Ciperáceas: <i>Cyperus rotundus</i> L. (Juncia, castañuela)</p>	<p>Tener en cuenta el historial de la parcela con especial atención a la evolución de la eficacia obtenida en el caso de emplear herbicidas</p> <p>Considerar antes de sembrar girasol los herbicidas empleados en el cultivo anterior ya que ciertos compuestos empleados en cereales (sulfonilureas,...) pueden dañar a cultivos de girasol que sigan en la rotación</p> <p>Observación visual de la parcela, realizando un recorrido homogéneo pudiendo servir como referencia una figura en zig-zag, en W o en 8, para estimar la densidad de la mala hierba</p> <p>- Anuales: plantas por m² o porcentaje (%) de cobertura (o recubrimiento) de la superficie afectada</p> <p>- Plurianuales: en % de cobertura de la superficie afectada</p> <p>Identificar el estado fenológico de la mala hierba para determinar el método de control más adecuado así como el momento idóneo para intervenir</p>	<p>Es importante controlar el desarrollo de las malas hierbas al inicio del cultivo, ya que el girasol compite bien con las malas hierbas a partir de la tercera semana, siendo durante las dos primeras cuando pueden dar lugar a pérdidas en la producción</p> <p>La densidad de mala hierba comienza a ser importante a partir de</p> <p>- En anuales: 5 plantas/m² o un 2% de cobertura de la superficie</p> <p>- En perennes: 2% de cobertura de la superficie</p> <p>(Estos datos son orientativos, deben adaptarse a cada situación de cultivo y método de control empleado)</p> <p>Es complejo determinar la densidad de mala hierba que indica que es necesaria una actuación, ya que depende de varios factores como calidad de los suelos, si se trata de secano o regadío, pendiente, densidad etc., por ello, en cada parcela se determinará la densidad a partir de la cual se deberá actuar</p> <p>En general, el momento de mayor sensibilidad de la mala hierba se produce en los primeros estadios de su desarrollo</p> <p>Actuar siempre antes de su floración para evitar la producción de una gran cantidad de semillas lo que complicaría el problema al año siguiente</p> <p>Se recomienda evitar las aplicaciones de herbicida durante las épocas de cría de aves que nidifiquen en la zona</p>	<p>- Emplear semillas lo más limpias posible</p> <p>- Sembrar en campos con historial libre de "malas hierbas"</p> <p>- Sembrar con la capa superficial del suelo seca y cálida y la capa inferior húmeda aseguran un rápido desarrollo del girasol y retrasan la germinación de flora adventicia</p> <p>- Evitar el transporte de semillas o partes de plantas de malas hierbas mediante la maquinaria, el agua de riego, el ganado o los estiércoles</p> <p>- Las labores de cultivador previas a la siembra permiten la eliminación de poblaciones de hierbas emergidas en otoño y principios de primavera</p> <p>- Durante el crecimiento del cultivo y para el control entre líneas, se recomiendan pases de cultivador antes de que el girasol alcance las 6 hojas. El uso de cultivadores de cola de golondrina favorecerá además el aporcado del suelo contra las plantas</p> <p>- Se puede emplear la rastra de varillas flexibles por toda la superficie del cultivo cuando esté bien arraigado y las malas hierbas inicien su desarrollo.</p> <p>Particularidades Malas hierbas plurianuales El objetivo para su control es agotar las reservas del aparato vegetativo subterráneo. Para ello se puede proceder al levantamiento del terreno para la destrucción de los rizomas que producen los tallos aéreos o también triturar y picar los rizomas y estolones, en trozos lo más pequeños posible. En la medida de lo posible se debe retirar y eliminar el aparato vegetativo subterráneo mediante diversas labores, llevando los rizomas a la superficie del suelo</p> <p>Gramíneas anuales Una vez establecidas presentan dificultad para ser controladas mediante métodos mecánicos a los que suelen ser poco sensibles o se adaptan fácilmente por su capacidad de rebrote y ahijado</p> <p>Para limitar su proliferación y disminuir las infestaciones, son útiles rotaciones largas que alternen cultivos de primavera con cultivos de otoño, realizar laboreo con volteo del horizonte superficial del perfil del suelo</p> <p>En aquellas especies de germinación agrupada, la falsa siembra del cultivo y el retraso de la misma son útiles para su control</p> <p>Dicotiledóneas anuales Se controlan bien con laboreo antes del cultivo y entre filas hasta que se puede acceder al mismo</p> <p>Cyperus sp. Estimular todo lo que favorezca el sombreado del terreno</p> <p>Evitar el empleo de la fresadora como única herramienta de trabajo</p>	<p>Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente</p> <p>Realizar los tratamientos en los primeros estadios de desarrollo buscando con ello actuar en los momentos en que la mala hierba es lo más sensible posible</p> <p>Tratar de evitar la aparición de resistencia a herbicidas, para ello diversificar al máximo los medios de control utilizados, alternar herbicidas con distintos modos de acción y aplicar los principios de gestión de poblaciones resistentes</p> <p>Tener cuidado en la utilización de herbicidas persistentes de la familia de las sulfonilureas en el cultivo precedente al girasol ya que estos compuestos pueden resultar potencialmente fitotóxicos para el mismo</p> <p>Se pueden utilizar variedades de girasol tolerantes a determinadas sulfonilureas cuando se hayan utilizado en el cultivo anterior o bien se pretenda utilizarlas en el mismo cultivo</p> <p>Particularidades Gramíneas Se puede utilizar tanto cualquier herbicida específico para el control de gramíneas y por tanto selectivo del cultivo</p> <p>Dicotiledóneas Deben controlarse en preemergencia del cultivo o bien en post emergencia con empleo de variedades insensibles a inhibidores de la ALS</p>

ANEXO I

Metodología empleada para la definición de las Zonas de Protección





Metodología empleada para la definición de las Zonas de Protección

La metodología seguida para la delimitación cartográfica de las Zonas de Protección, a los efectos del Plan de Acción Nacional de Uso Sostenible de Productos Fitosanitarios, ha seguido una estructura jerárquica de inclusión de distintas capas cartográficas, que se muestra a continuación:

1. Especies protegidas y Red Natura 2000

Se consideran las especies presentes en el Catálogo Español de Especies Amenazadas que podrían verse afectadas negativamente por el empleo de productos fitosanitarios y los territorios incluidos en la Red Natura 2000. La definición de las zonas de protección se basa en el siguiente índice¹:

$$I = \sum 2(PE) + \sum VU + RN$$

PE = número de especies catalogadas "En Peligro de Extinción"

VU= número de especies catalogadas "Vulnerables"

RN = se refiere a si el territorio está incluido en la Red Natura 2000, en cuyo caso toma valor uno

Por tanto, para cada cuadrícula UTM se obtiene un valor. Este índice se calcula a escala nacional de forma preliminar a fin de realizar una clasificación de las cuadrículas en dos rangos (protección media -Zonas Periféricas- o alta -Zonas de Protección- a efectos del uso de fitosanitarios, según el valor de cada cuadrícula) realizado mediante análisis de "Cortes naturales" (Natural breaks)². Los rangos de valores que ha ofrecido este método son los siguientes:

Rango de protección	Valores de las cuadrículas en la Península	Valores de las cuadrículas en Canarias
Medio (Zonas Periféricas)	1 - 4	1 - 9
Alto (Zonas de Protección)	> 4	> 9

Una vez definido el punto de corte se debe asegurar que todos los ríos y arroyos (las corrientes y superficies de agua, AG, según viene definido en SIGPAC), están incluidas en la zona de protección. Ello se hace por el especial interés de la conservación de estos medios acuáticos. Para ello, se ha debido recalculer el índice como sigue.

Para la Península y Baleares:

$$I = \sum 2(PE) + \sum VU + RN + 5 (AG)$$

1. Se utilizan cuadrículas UTM de 10x10 km para las especies, ya que la información sobre su distribución se encuentra en este formato en el Inventario Español del Patrimonio Natural y de la Biodiversidad (desarrollado por el Real Decreto 556/2011, de 20 de abril). Para Red Natura 2000 y corrientes y superficies de agua se emplean polígonos, al disponerse de cartografías más detalladas.

2. Natural breaks: Este método identifica saltos importantes en la secuencia de valores para crear clases o rangos, a través de la aplicación de una fórmula estadística (Fórmula de Jenks) que minimiza la variación entre cada clase.

Para Canarias:

$$I = \sum 2(PE) + \sum VU + RN + 10 (AG)$$

En relación a las especies catalogadas consideradas, se han tenido en cuenta todas aquellas para las que, estando incluidas en el Catálogo Español de Especies Amenazadas, se dispone de información acerca de su distribución geográfica de los siguientes grupos taxonómicos: flora, invertebrados, peces, anfibios y reptiles. Para aves y mamíferos, se han considerado únicamente aquellas especies asociadas a medios agrarios o acuáticos continentales y, por tanto, expuestas a posibles impactos derivados del uso de productos fitosanitarios.

La lista completa de especies consideradas se muestra en el Anexo II.

2. Usos del suelo

Se ha realizado un filtrado de la información resultante, clasificada según los dos rangos definidos (Zonas de Protección y Periféricas), incluyendo únicamente la superficie cuyo uso del suelo corresponde a cultivos (según los usos del suelo definidos en el SIGPAC). Se excluyen por tanto los usos siguientes: viales (CA), edificaciones (ED), forestal (FO), suelos improductivos (IM), pasto con arbolado (PA), pasto arbustivo (PR), pastizal (PS), zona urbana (ZU) y zona censurada (ZV).

3. Parcelas SIGPAC

Con la finalidad de que el producto final se presente en formato fácilmente consultable a través de SIGPAC, la clasificación de las parcelas (derivada del resultado expuesto en los dos primeros pasos) ha sido corregida en aquellas parcelas parcialmente afectadas por Zonas de Protección. De este modo, se ha homogeneizado la consideración de cada parcela.

Para ello, las parcelas con más de un 50% de su superficie en Zona de Protección han sido consideradas en su totalidad como Zonas de Protección. Por contra, aquellas con menos de un 50% de su superficie en Zonas de Protección han sido excluidas completamente de ésta, pasando a ser consideradas como Zona Periférica.

Del mismo modo, las parcelas con más de un 50% de su superficie incluida en la Zona Periférica han sido calificadas en su totalidad en esta categoría, mientras que aquellas con menos de un 50% de su superficie en Zona Periférica han sido excluidas completamente de ésta.

4. Humedales

Finalmente, se han considerado como Zonas de Protección todos los Humedales de Importancia Internacional incluidos en la Lista del Convenio de Ramsar presentes en España, debido al interés de la conservación de la biodiversidad que albergan.

ANEXO II

Especies empleadas para la definición de las Zonas de Protección





Especies empleadas para la definición de las Zonas de Protección.

Especies catalogadas "Vulnerable" o "En peligro de extinción" empleadas para la definición de las Zonas de Protección. Se consideran únicamente las poblaciones catalogadas a que se refiere el anejo del Real Decreto 139/2011, de 4 de febrero.

1. Fauna
<u>Invertebrados</u>
Cangrejo de río (<i>Austropotamobius pallipes</i>); <i>Oxygastra curtisii</i> ; <i>Macromia splendens</i> ; Margaritona (<i>Margaritifera auricularia</i>); <i>Osmoderma eremita</i> ; <i>Buprestis splendens</i> ; <i>Baetica ustulata</i> ; Pimelia de las arenas (<i>Pimelia granulicollis</i>); Escarabajo resorte (<i>Limonicus violaceus</i>); <i>Lindenia tetraphylla</i> ; Niña de Sierra Nevada (<i>Polyommatus golgus</i>); <i>Cucujus cinnaberinus</i> ; Cigarrón palo palmero (<i>Acrostira euphorbiae</i>); Opilión cavernícola mayorero (<i>Maioresus randoi</i>); Hormiguera oscura (<i>Phengaris nausithous</i>); <i>Theodoxus velascoi</i>
<u>Vertebrados</u>
Mamíferos: Musaraña canaria (<i>Crocidura canariensis</i>); Desmán ibérico (<i>Galemys pyrenaicus</i>); Murciélago de cueva (<i>Miniopterus schreibersii</i>); Murciélago ratonero forestal (<i>Myotis bechsteinii</i>); Murciélago ratonero mediano (<i>Myotis blythii</i>); Murciélago patudo (<i>Myotis capaccinii</i>); Murciélago de Geoffroy o de oreja partida (<i>Myotis emarginatus</i>); Murciélago ratonero grande (<i>Myotis myotis</i>); Murciélago bigotudo (<i>Myotis mystacinus</i>); Nóctulo grande (<i>Nyctalus lasiopterus</i>); Nóctulo mediano (<i>Nyctalus noctula</i>); Orejado canario (<i>Plecotus teneriffae</i>); Murciélago mediterráneo de herradura (<i>Rhinolophus euryale</i>); Murciélago grande de herradura (<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>); Murciélago mediterráneo de herradura (<i>Rhinolophus mehelyi</i>).
Aves: Alzacola (<i>Cercotrichas galactotes</i>); Alondra de Dupont (<i>Chersophilus duponti</i>); Avutarda hubara (<i>Chlamydotis undulada</i>); Aguilucho cenizo (<i>Circus pygargus</i>); Corredor sahariano (<i>Cursorius cursor</i>); Focha moruna (<i>Fulica cristata</i>); Alcaudón chico (<i>Lanius minor</i>); Cerceta pardilla (<i>Marmaronetta angustirostris</i>); Milano real (<i>Milvus milvus</i>); Malvasía cabeciblanca (<i>Oxyura leucocephala</i>); Ganga común (<i>Pterocles alchata</i>); Ortega (<i>Pterocles orientalis</i>); Tarabilla canaria (<i>Saxicola dacotiae</i>); Sisón común (<i>Tetrax tetrax</i>); Torillo (<i>Turnix sylvatica</i>); Paloma rabiche (<i>Columba junoniae</i>).
Peces continentales: Fraile (<i>Salaria fluviatilis</i>); Jarabugo (<i>Anaocypris hispanica</i>); Fartet (<i>Aphanius iberus</i>); Bogardilla (<i>Squalius palaciosi</i>); Fartet atlántico (<i>Aphanius baeticus</i>); Samaruc (<i>Valencia hispanica</i>); Loina (<i>Chondrostoma arrigonis</i>); Cavilat (<i>Cottus gobio</i>); Esturión (<i>Acipenser sturio</i>); Lamprea de arroyo (<i>Lampetra planeri</i>).
Reptiles: Tortuga mediterránea (<i>Testudo hermanni</i>); Tortuga mora (<i>Testudo graeca</i>); Lagartija de Valverde (<i>Algyroides marchi</i>); Lagartija pirenaica (<i>Iberolacerta bonnali</i>); Lagarto ágil (<i>Lacerta agilis</i>); Lagartija pallaresa (<i>Iberolacerta aurelioi</i>); Lagartija aranesa (<i>Iberolacerta aranica</i>); Lisneja (<i>Chalcides simonyi</i>); Lagarto gigante de La Gomera (<i>Gallotia gomerana</i>); Lagarto gigante de Tenerife (<i>Gallotia intermedia</i>); Lagarto gigante de El Hierro (<i>Gallotia simonyi</i>).
Anfibios: Salamandra rabilarga (<i>Chioglossa lusitanica</i>); Sapo partero bético (<i>Alytes dickhilleni</i>); Tritón alpino (<i>Mesotriton alpestris</i>); Rana pirenaica (<i>Rana pyrenaica</i>); Rana ágil (<i>Rana dalmatina</i>); Ferreret (<i>Alytes muletensis</i>); Salamandra norteafricana (<i>Salamandra algira</i>).

2. Flora

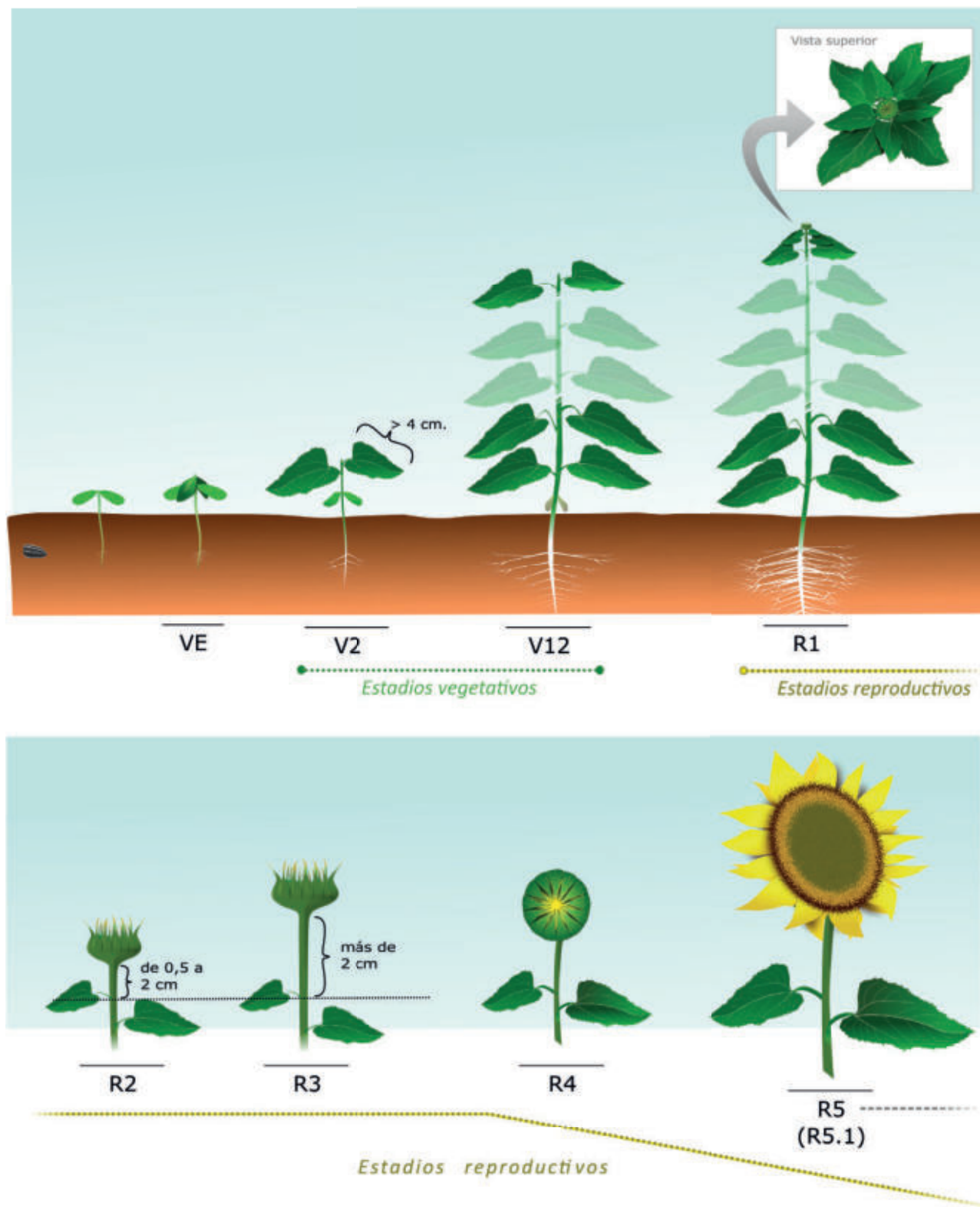
Oro de risco (*Anagyris latifolia*); Cebollín (*Androcymbium hierrense*); *Androsace pyrenaica*; Api d'En Bermejo (*Apium bermejoi*); Aguileña de Cazorla (*Aquilegia pyrenaica* subsp. *cazorlensis*); Arenaria (*Arenaria nevadensis*); Margarita de Lid (*Argyranthemum lidii*); Magarza de Sunding (*Argyranthemum sundingii*); Margarita de Jandía (*Argyranthemum winteri*); Manzanilla de Sierra Nevada (*Artemisia granatensis*); Esparraguera de monteverde (*Asparagus fallax*); Estrella de los Pirineos (*Aster pyrenaicus*); *Astragalus nitidiflorus*; Cancellillo (*Atractylis arbuscula*); Piña de mar (*Atractylis preauxiana*); Tabaco gordo (*Atropa baetica*); Bencomia de Tirajana (*Bencomia brachystachya*); Bencomia de cumbre (*Bencomia exstipulata*); Bencomia herreña (*Bencomia sphaerocarpa*); *Borderea chouardii*; *Centaurea borjae*; Cabezón herreño (*Cheirolophus duranii*); Cabezón de Güi-Güi (*Cheirolophus falcisectus*); Cabezón gomero (*Cheirolophus ghomerytus*); Cabezón de Añavingo (*Cheirolophus metlesicsii*); Cabezón de las Nieves (*Cheirolophus santos-abreui*); Cabezón de Tijarafe (*Cheirolophus sventenii gracilis*); Helecha (*Christella dentata*); Garbancera canaria (*Cicer canariensis*); Jara de Cartagena (*Cistus heterophyllus* subsp. *carthaginensis*); *Coincya rupestris* subsp. *rupestris*; Corregüelón de Famara (*Convolvulus lopezsocasi*); Corregüelón gomero (*Convolvulus subauriculatus*); *Coronopus navasii*; Colino mayorero (*Crambe sventenii*); Zapato de dama (*Cypripedium calceolus*); Dafne menorquí (*Daphne rodriguezii*); Esperó de Bolós (*Delphinium bolosii*); Helecho de sombra (*Diplazium caudatum*); Jaramago de Alborán (*Diplotaxis siettiana*); Trébol de risco rosado (*Dorycnium spectabile*); Drago de Gran Canaria (*Dracaena tamaranae*); *Dracocephalum austriacum*; Taginaste de Jandía (*Echium handiense*); *Erodium astragaloides*; Geranio del Paular (*Erodium paularense*); Alfirello de Sierra Nevada (*Erodium rupicola*); Tabaiba amarilla de Tenerife (*Euphorbia bourgeauana*); Lletrera (*Euphorbia margalidiana*); Tabaiba de Monte Verde (*Euphorbia mellifera*); Socarrell bord (*Femeniasia balearica*); Mosquera de Tamadaba (*Globularia ascanii*); Mosquera de Tirajana (*Globularia sarcophylla*); Jarilla de Guinate (*Helianthemum bramwelliorum*); Jarilla peluda (*Helianthemum bystropogophyllum*); *Helianthemum caput-felis*; Jarilla de Famara (*Helianthemum gonzalezferreri*); Jarilla de Inagua (*Helianthemum inaguae*); Jarilla de Las Cañadas (*Helianthemum juliae*); Jarilla de Agache (*Helianthemum teneriffae*); Yesquera de Aluce (*Helichrysum alucense*); *Hieracium texedense*; Orquídea de Tenerife (*Himantoglossum metlesicsianum*); *Hymenophyllum wilsonii*; Lechuguilla de El Fraile (*Hypochoeris oligocephala*); Naranjero salvaje gomero (*Ilex perado* subsp. *lopezlilloi*); Crestagallo de Doramas (*Isoplexis chalcantha*); Crestagallo de pinar (*Isoplexis isabelliana*); *Juniperus cedrus*; *Jurinea fontqueri*; Escobilla de Guayadeque (*Kunkeliella canariensis*); Escobilla (*Kunkeliella psilotoclada*); Escobilla carnosa (*Kunkeliella subsucculenta*); *Laserpitium longiradium*; Siempre viva gigante (*Limonium dendroides*); Saladina (*Limonium magallufianum*); Siempre viva malagueña (*Limonium malacitanum*); Saladilla de Peñíscola (*Limonium perplexum*); Saladina (*Limonium pseudodictyocladum*); Siempre viva de Guelgue (*Limonium spectabile*); Siempre viva azul (*Limonium sventenii*); *Linaría tursica*; *Lithodora nitida*; Picopaloma (*Lotus berthelotii*); Picocernícalo (*Lotus eremiticus*); Yerbamuda de Jinámar (*Lotus kunkelii*); Pico de El Sauzal (*Lotus maculatus*); Pico de Fuego (*Lotus pyranthus*); *Luronium natans*; Lisimaquia menorquina (*Lysimachia minoricensis*); *Marsilea batardae*; Trébol de cuatro hojas (*Marsilea quadrifolia*); Mielga real (*Medicago citrina*); Tomillo de Taganana (*Micromeria glomerata*); Faya herreña (*Myrica rivas-martinezii*); *Narcissus longispathus*; Narciso de Villafuerte (*Narcissus nevadensis*); Naufraga (*Naufraga balearica*); *Normania nava*; *Omphalodes littoralis* subsp. *gallaecica*; Cardo de Tenteniguada (*Onopordum carduelinum*); Cardo de Jandía (*Onopordum nogalesii*); Flor de mayo leñosa (*Pericallis hadrosoma*); *Petrocoptis pseudoviscosa*; Pinillo de Famara (*Plantago famarae*); Helecho escoba (*Psilotum nudum* subsp. *molesworthiae*); Helecha de monte (*Pteris incompleta*); *Puccinellia pungens*; Dama (*Pulicaria burchardii*); Botó d'or (*Ranunculus weyleri*); Conejitos (*Rupicapnos africana* subsp. *decipiens*); Ruda gomera (*Ruta microcarpa*); Conservilla mayorera (*Salvia herbanica*); Saúco canario (*Sambucus palmensis*); *Sarcocapnos baetica* subsp. *integrifolia*; Hierba de la Lucía (*Sarcocapnos speciosa*); Cineraria (*Senecio elodes*); *Seseli intricatum*; Chajorra de Tamaimo (*Sideritis cystosiphon*); Salvia blanca de Doramas (*Sideritis discolor*); *Sideritis serrata*; Silene de Ifach (*Silene hifacensis*); Canutillo del Teide (*Silene nocteolens*); Pimentero de Temisas (*Solanum lidii*); Rejalgadera de Doramas (*Solanum vespertilio* subsp. *doramae*); Cerrajón de El Golfo (*Sonchus gandogeri*); Cardo de plata (*Stemmacantha cynaroides*); Magarza de Guayedra (*Gonospermum oshanahani*); Magarza plateada (*Gonospermum ptarmiciflorum*); Gildana peluda (*Teline nervosa*); Gildana del Risco Blanco (*Teline rosmarinifolia*); Retamón de El Fraile (*Teline salsoloides*); *Teucrium lepicephalum*; *Thymelaea lythroides*; Almoradux (*Thymus albicans*); Lechuguilla de Chinobre (*Tolpis glabrescens*); Vessa (*Vicia bifoliolata*); *Vulpia fontquerana*;

ANEXO III

Fichas de plagas



Estadios fenológicos del girasol según USDA



Estadios fenológicos del girasol según USDA

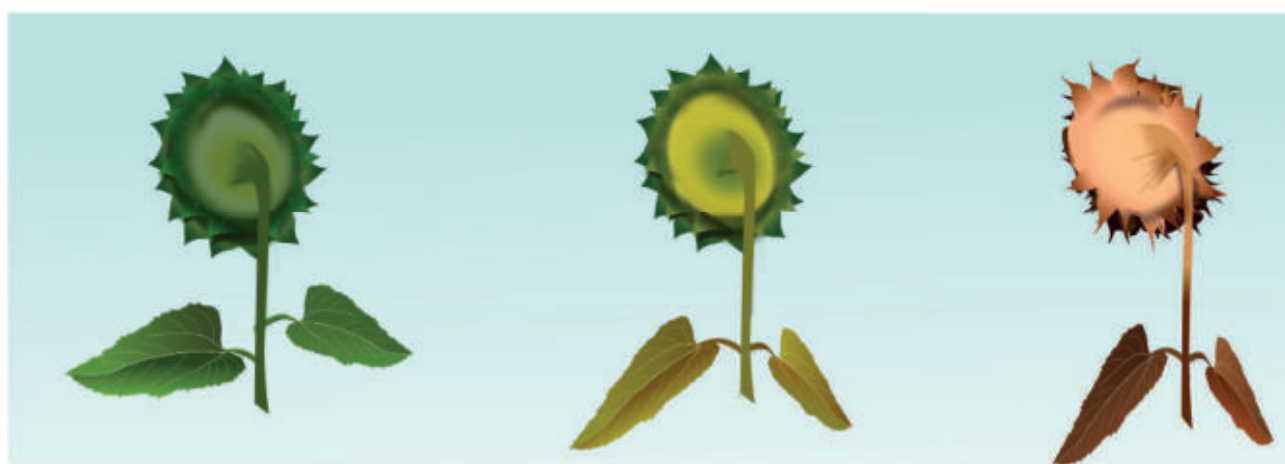


R5
(R 5.5)

R5
(R 5.9)

R6

Estadios reproductivos



R7

R8

R9

Inicio de maduración

*Madurez
Fisiológica*

Adaptado de <https://www.ag.ndsu.edu/pubs/plantsci/crops/a1145.pdf>. Dibujos C. Recio.



U S D A

ESTADIOS	DESCRIPCIÓN	
Emergencia vegetativa	VE Las plántulas han emergido y la primera hoja después de los cotiledones es menor de 4 cm de longitud.	
Estadios Vegetativos	V (número) Están determinados por el número de hojas verdaderas de tamaño mayor de 4cm. que tiene la planta (excluyendo los cotiledones). Si se han perdido hojas basales, para conocer el estadio vegetativo, se cuentan las cicatrices dejadas por las hojas, sin contar las que corresponden con los cotiledones.	
	V-1 1 hojas de más de 4 cm.	
	V-2 2 hojas de más de 4 cm.	
	V-3 3 hojas de más de 4 cm.	
	V-4 4 hojas de más de 4 cm.	
	V-5 5 hojas de más de 4 cm.	
	V-6 6 hojas de más de 4 cm.	
	V-7 7 hojas de más de 4 cm.	
	V-8 8 hojas de más de 4 cm.	
	V-9 9 hojas de más de 4 cm.	
	
	V-12 12 hojas de más de 4 cm.	
Estadios reproductivos	R1 La yema terminal forma una cabeza floral en miniatura que es más que una mera agrupación de hojas. Si se mira desde arriba, las brácteas inmaduras parecen formar una estrella de múltiples puntas.	
	R2 La yema inmadura se separa entre 0,5 - 2 cm sobre la última hoja del tallo. Las últimas hojas del tallo están unidas a la parte trasera del capítulo.	
	R3 La yema terminal se separa más de 2 cm sobre la última hoja.	
	R4 La inflorescencia se empieza a abrir. Si se mira desde arriba, son visibles las flores liguladas inmaduras.	
	R5 (decimal) Este estadio es el inicio de la floración. Este estadio se puede dividir en subestadios (<i>notación decimal</i>) en función de qué porcentaje de la cabeza esté florecida	
	R-5.1 10% del capítulo florecido	
	R-5.2 20% del capítulo florecido	
	R-5.3 30% del capítulo florecido	
	R-5.4 40% del capítulo florecido	
	R-5.5 50% del capítulo florecido	
	R-5.6 60% del capítulo florecido	
	R-5.7 70% del capítulo florecido	
	R-5.8 80% del capítulo florecido	
R-5.9 90% del capítulo florecido		
R6 La floración es completa y las flores liguladas están marchitas		
Inicio de maduración	R7 La parte trasera del capítulo empieza a coger un color amarillo claro.	
	R8 La parte trasera del capítulo está amarillenta totalmente pero las brácteas continúan verdes	
Madurez fisiológica	R9 Las brácteas se ponen amarillentas y luego marrones. Este estadio es considerado como la madurez fisiológica.	

Adaptado de <https://www.ag.ndsu.edu/pubs/plantsci/crops/a1145.pdf>



***Agriotes* sp., *Lacun* sp., *Elater* sp. (GUSANOS DE ALAMBRE, DORADILLOS, OROVIVOS, ALFILERILLO, HERRETE, MAGRANOLA)**



1. Gusanos de alambre



2. Planta de girasol muerta por daño de larva de *Agriotes* sp.



3. Corte del tallo de plántulas de girasol debido a *Agriotes* sp.



4. Colocación de trampas cebo para gusanos de alambre

Fotografías: Maria Angeles Trujillo Parra (1), Manuel Yruela Morillo (2), Miguel A. Clavijo Morugán (3), Inmaculada Garrido Jurado (4)

Descripción

“Gusanos de alambre” es el nombre que reciben varias especies de elatéridos, difíciles de distinguir y todas ellas con una biología similar. Una característica de estos escarabajos es que en la zona ventral poseen un apéndice saltador que les permite dar la vuelta cuando caen patas arriba emitiendo un chasquido característico a tal punto de recibir el nombre de “click beetles” (escarabajos del chasquido).

Agriotes lineatus es sin duda la especie predominante, cuyas larvas de 15-20 mm de longitud son delgadas, cilíndricas, rígidas y de color amarillo-dorado; la cabeza es ligeramente más oscura y el último segmento algo apuntado. El adulto mide 8-10 mm de longitud, es de color pardo rojizo, forma estrecha y alargada y se encuentra cubierto de una pubescencia gris. El pronoto oculta la cabeza hasta los ojos y los élitros rojizos muestran surcos longitudinales y estrías punteadas.

Prefieren suelos húmedos y sombríos y rehúyen la sequedad, la cual puede matar a las larvas jóvenes. Viven principalmente en suelos de pradera y en zonas que no se labran o con cultivos que cubren todo el suelo.

Los adultos de ambos sexos pueden volar, pero las hembras raramente lo hacen y permanecen en la zona donde emergen, deambulando por el suelo, aunque se pueden alejar andando muchos metros fuera de la zona de emergencia. Los adultos salen del suelo en primavera, generalmente después de un periodo de lluvia. Durante el día pasan desapercibidos, refugiados bajo restos vegetales. En esta época realizan la puesta que consta de 150 a 200 huevos de forma esférica, de 0,5 mm de diámetro y color blanco, enterrados a 1-3 cm de profundidad aislados o en pequeños grupos, preferentemente en suelos húmedos y con vegetación o cultivos.

Tras 4 - 6 semanas salen las larvas neonatas de los huevos, que son las más sensibles a la muerte por sequía. Estas larvas se alimentan de los restos orgánicos del terreno.

El desarrollo completo hasta llegar al estado adulto, se realiza durante 3-6 años, con una muda en la primavera y otra en el otoño de cada uno de ellos. Estos dependerán de la especie de que se trate, el alimento disponible y las condiciones meteorológicas. Según la especie el número de estados larvarios hasta llegar al adulto es diferente, si bien en algunos casos puede tener más de 10. Durante este tiempo las larvas se mueven en el perfil del terreno hacia arriba o abajo según este se humedece o se seca respectivamente. La temperatura del suelo también influye en estos movimientos. Se alimentan principalmente de raíces, semillas en germinación y partes bajas de las plántulas y lo hacen en dos periodos del año, cuando el suelo está húmedo y se encuentran en la parte superior de éste (primavera y principio de otoño). Si las condiciones del suelo no son adecuadas (sequedad o excesivo frío) bajan hasta los niveles inferiores, en ocasiones hasta 60 cm y pueden pasar varios meses sin alimentarse. Causan más daños a partir del segundo y tercer año de su desarrollo.

En la primavera del último año de desarrollo pupa en una cámara de pupación a una profundidad de unos 30 cm, y emergen los adultos unas semanas después, en los meses de julio o agosto, que permanecen en el suelo hasta la primavera (abril/mayo).

Síntomas y daños

Al hacer la siembra, las larvas en el terreno se dirigen hacia las semillas que durante la germinación liberan CO₂, cosa que las atrae. Si el ataque es durante la germinación y la población de gusanos es grande se puede llegar a mortalidades hasta del 50% debido a *Agriotes*.

Las larvas provocan daños en las nuevas plantas al comer las raíces o partes bajas de éstas. Tronchan el tallo de la plántula por debajo de la superficie del suelo. Las plántulas atacadas muchas veces mueren en las primeras fases del cultivo, lo que obliga a replantar o a resembrar. Las heridas que provocan también sirven como vía de entrada de otras enfermedades.

Los adultos pueden causar daños, pero como la época de emergencia de los adultos coincide cuando el cultivo ya está bien desarrollado, estos daños tienen una importancia mínima.

Periodo crítico para el cultivo

Germinación de la semilla y estado de plántula.

Estado más vulnerable de la plaga

Se debe hacer un control previo a la plantación ya que una vez implantado el cultivo, si se detectan daños, no se podrá controlar la plaga.

Antes de la siembra se deben estudiar los niveles de infestación de la parcela. Si la presencia de gusanos de alambre es elevada se debe desestimar plantar girasol, leguminosas, alfalfa, patata, cereal en regadío y otras especies susceptibles.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo:

El momento crucial para el seguimiento es previo a la implantación del cultivo, de manera que sepamos si existe infestación de gusanos de alambre que puedan malograr el desarrollo de las plantas. Si la población de gusanos de alambre es baja, se pueden estudiar tratamientos químicos específicos en la semilla para tratar de reducir la población de insectos del suelo (ver apartado "Medios químicos")

Hay dos procedimientos para evaluar la necesidad de tratamiento químico.

Alternativa 1: Trampas para larvas

Se colocan enterradas a unos 10-15 cm en el suelo según el grado de humedad del mismo en unas bolsas de tela o recipientes tapados agujereados por todos sus lados con agujeros de 1 cm de diámetro. Se rellenan con vermiculita húmeda y una mezcla de 30 gramos de maíz y otros 30 g de trigo que hayan estado la noche anterior a remojo. Se cubren con tierra que no tenga raíces. Se colocan un total de 4 trampas/ha. Estas trampas se desentieran pasados 10-15 días dependiendo de la meteorología. Las trampas funcionan mejor en terrenos que se hayan labrado previamente y tengan pocas raíces.

Alternativa 2: Muestreo del suelo

Es un método muy laborioso que además en caso de niveles de infestación bajos puede dar lugar a errores de no detección de la plaga. Se cavan 50 agujeros de unos 8x8 cm. Se recoge toda la tierra y se cuentan los gusanos que aparecen.

Durante el crecimiento del cultivo habrá que estar atentos durante la nascencia y primer desarrollo de las plántulas, ya que en este estado es cuando vamos a poder detectar las muertes por gusanos de alambre y otras plagas que afectan a las plántulas. A partir de este momento ya no serán efectivos los tratamientos químicos que se apliquen en la parcela infestada.

Durante la época de emergencia de adultos se pueden instalar trampas de feromonas en caso de sospechar una infestación de la parcela o para localizar a los adultos en vuelo. Recordar que durante las horas centrales del día los adultos permanecen inactivos.

Medidas de prevención y/o culturales

Vigilar la presencia de gusanos de alambre en parcelas que anteriormente hayan tenido pastos o larga historia de cultivo de cereal.

Comprobar la presencia del insecto antes de la siembra.

En caso de daños intensos en plantas durante la nascencia hay que plantearse una rotación larga con cultivos no susceptibles de ser atacados por esta plaga, así como labores del terreno en la época adecuada combinadas con barbechos que expongan a las larvas a la sequía y la inanición prolongada.

En zonas con historial de altas infecciones por gusanos de alambre se recomienda hacer rotaciones en las que no intervengan pastos, cereales o alfalfa y que se recojan antes de mayo-junio para evitar la oviposición. En estas zonas se debe ayudar al terreno a permanecer seco en primavera para evitar el desarrollo de la plaga. El arado a final de primavera o principio de verano de las zonas con problemas de gusanos de alambre ayuda a disminuir las poblaciones de éstos.

Emplear ruedas que presionen el surco de siembra para aumentar la compactación del suelo en esta zona y aumentar el vigor de la planta y dificultar el movimiento de los gusanos de alambre por la zona del suelo cercana a la simiente.

Si la población de gusanos de alambre en la parcela no es muy elevada, emplear dosis de siembra mayores para compensar las pérdidas esperables por la alimentación de los gusanos y emplear semilla tratada.

En parcelas con indicios de gusanos de alambre, eliminar los rastros al principio de verano antes de que los adultos pongan los huevos y reducir la supervivencia de las larvas exponiéndolas al calor y sequedad.

Umbral/Momento de intervención

Según el procedimiento:

Trampas para larvas

Si se encuentra un total de 1-2 individuos por trampa será necesario plantearse el tratamiento de la semilla o el cultivo de otra especie no susceptible.

Muestreo del suelo

Si se obtienen más de 12 gusanos puede haber riesgo para el cultivo por lo que habría que tratar la semilla o plantearse otro tipo de cultivo no susceptible.

Si se han detectado daños tras la nascencia, no se podrá controlar de forma eficaz, habrá que tener presente la existencia de gusanos de alambre cuando se evalúe que cultivo poner posteriormente en esa parcela.

Medidas alternativas al control químico

Además de los medios señalados en este apartado, para minimizar el uso de los medios químicos, hay que considerar las medidas de prevención y/o culturales, pudiendo ser alternativas al control químico.

Medios biológicos

Hay que señalar que algunas plantas de la familia de las Asteráceas en estado adulto pueden actuar como repelentes de los gusanos de alambre, debido a los compuestos que producen en las raíces.

La biofumigación con restos de brásicas consiste en la liberación de glucosinolatos que son compuestos tóxicos para los gusanos de alambre y otros insectos del suelo. Se han de aportar cantidad suficiente de restos de brásicas y cubrir el suelo húmedo con plásticos para evitar la salida de los gases, a la vez que una subida de la temperatura del suelo hasta los 10.5-16.0°C por la acción del sol. Este tratamiento debido a su coste puede no ser rentable en las parcelas de girasol convencional.

Los hongos entomopatógenos de los géneros *Metarhizium* y *Beauveria* parecen ser eficaces en el control de esta plaga. Algunos aislados son suficientemente efectivos por si mismos para controlar las larvas de gusano de alambre, sin embargo otros necesitan combinarse con dosis muy bajas de algún insecticida autorizado para el cultivo. Gracias a estas dosis mínimas de insecticida se logra tener una eficacia elevada del hongo a lo largo de todo el ciclo de cultivo; ya que parece que los insecticidas predisponen al insecto a ser atacado por el hongo.

Algunos escarabajos pueden alimentarse de las larvas de gusano del alambre al igual que mirlos o estorninos.

Medios biotecnológicos

Se han desarrollado feromonas para diferentes especies de gusano de alambre pero, probablemente, su precio hace que sean inviables para el control de esta plaga en un cultivo como el girasol.

Medios físicos

No se han descrito.

Medios químicos

La muerte de plántulas durante la nascencia no implica que sea necesario tratamiento ya que los tratamientos químicos son inefectivos cuando la planta ya ha germinado.

En caso de infestaciones muy altas, los tratamientos de semilla, son los más recomendables, sin embargo pueden ser ineficaces contra las larvas que nazcan después de la nascencia del girasol (larvas neonatas). Puede ser necesaria una combinación de dos materias activas para poder controlar las larvas neonatas. Consultar con un especialista las mejores opciones en caso de ser necesario un tratamiento químico.

Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente, a consultar en la dirección web <http://www.mapama.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/productos-fitosanitarios/fitos.asp>.

Se utilizará el producto fitosanitario de más baja toxicidad de entre los autorizados para la misma plaga y cultivo.

Se asegurará dejar una banda de seguridad de 5 metros respecto de las masas de agua superficial (ríos, arroyos, lagos, lagunas, embalses, etc.) y de 50 metros respecto de puntos de extracción de agua para consumo humano.

Bibliografía

Effects of plant identity and diversity on the dietary choice of a soil-living insect herbivore. Nikolaus Schakhar y otros. *Ecology*, 93, 2012, 2650-2657

Guía de cultivo brasicas.

Guía de insectos de suelo. E. Quesada-Moraga, I. Garrido-Jurado. Editado por Arago. 2013.

<http://www.agroatlas.ru/>

<http://www.cropscience.bayer.com/>

<http://www7.inra.fr/hyppz/RAVAGEUR/6agrlin.htm>

Wireworms' Management: An Overview of the Existing Methods, with Particular Regards to *Agriotes* spp. (Coleoptera: Elateridae). Fanny Barsics y otros. *Insects*, 4, 2013, 117-152



***Agrotis Segetum* Denis & Schiffermüller, *Agrotis ypsilon* Hufnagel, *Agrotis exclamationis* Linnaeus, *Noctua pronuba* Linnaeus (GUSANOS GRISES, ROSQUILLAS, MALDUERMES, GUSANO CORTADOR, DORMIDOR)**



1. Daños en planta joven y "rosquilla"



2. Larvas de *Agrotis segetum*



3. Irregularidad en la nascencia debido a ataque de *Agrotis*



4. Pupa



5. Adulto de *Agrotis ypsilon*



6. Adulto de *Agrotis segetum*

Fotografías: Julia Álvarez Guijarro (1, 2 y 3), Shepard, Gerald R. Carner, and P.A.C Ooi, *Insects and their Natural Enemies Associated with Vegetables and Soybean in Southeast Asia*, Bugwood.org (4 y 6), Adam Sisson, Iowa State University, Bugwood.org (5)

Nota: Las fotos 4, 5 y 6 son imágenes libres de derechos. Se pueden consultar los derechos en la web Bugwood.org buscando la imagen.

Descripción

Las larvas son orugas de 42-45 mm de tamaño. En general tienen el dorso y costados de color plomizo, surcado con tres franjas pardas más oscuras. Tienen la línea media dorsal ocre, y parte en dos la franja dorsal oscura. El vientre es más claro al tener un color de fondo pardo pálido jaspeado blanquecino. Sobre el dorso tienen en cada segmento cuatro pequeños puntos que las caracterizan, los estigmas son negros y nítidos. Son de hábitos nocturnos, de día se entierran enroscadas en la base de las plantas y de noche salen para comer en las plantas. Las larvas de mayor edad son muy voraces, no salen al exterior y se alimentan únicamente de las partes subterráneas de la planta. La metamorfosis de oruga a mariposa se produce en el suelo, dentro de una crisálida encerrada en una capsula terrosa. Las crisálidas son lisas, de color amarillento a marrón claro y de unos 17 mm.

Los adultos son mariposas de 30 a 44 mm de envergadura, tienen las alas anteriores de color pardo con el círculo orbicular bien dibujado en pardo oscuro así como el reniforme, que además, es todo pardo oscuro, siendo el punto claviforme el más sorprendente debido a su amplitud y nitidez. Las alas posteriores son de color uniformemente extendido, que puede ser blanco u ocre, el resto del cuerpo es también pardo claro. Los adultos son de hábitos nocturnos, si bien durante el día están posados entre las hierbas, hojarasca y el follaje de plantas y arbustos. Ponen los huevos sobre el follaje o si no existe éste, en el suelo.

El huevo es esférico, de color blanco, de pequeño tamaño (0,5-0,6 mm de diámetro) y se caracteriza por la forma de las estrías superficiales.

Las larvas invernantes pupan a la llegada de la primavera para así dejar ver los primeros adultos a partir de abril. Su actividad es nocturna y la puesta la realizan en el envés de las plantas bajas o en el suelo. Las larvas recién desarrolladas se alimentan durante el día de las plantas donde nacieron y a medida que completan su desarrollo adquieren hábitos nocturnos. Generalmente presentan una primera generación en primavera y otra a finales de verano o principios de otoño, cuyas larvas serán la que permanecerán en el suelo durante el invierno siguiente en estado de diapausa.

Síntomas y daños

Es una plaga polífaga. Los daños son muy variados y siempre más intensos en primavera ya que en ésta época las orugas completan su primera generación anual, llegan a sus últimos estadios larvarios y por tanto necesitan comer más.

Las larvas jóvenes, con hábitos defoliadores nocturnos, roen las hojas, aunque estos daños suelen carecer de importancia.

Las larvas de mayor edad producen daños en las raíces y en el cuello de las plantas. En plantas jóvenes los daños son fácilmente reconocibles, ya que las larvas cortan o roen el cuello, perforándolo internamente. Las plantas afectadas presentan marchitez total o parcial, llegando a morir si el ataque sucede en las primeras fases del cultivo, obligando en algunas ocasiones a la replantación.

Periodo crítico para el cultivo

Desde la germinación hasta 10-15 cm de la plántula. Cuando la plantación está desarrollada los ataques tardíos son menos graves. El peligro para la plantación aumenta cuanto más se retrasa la siembra.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Realizar el seguimiento en 25 estaciones de control (30x30 cm de suelo) a lo largo de un muestreo en Z por la parcela y remover el suelo alrededor de las plantas en busca de las orugas.

Realizar observaciones visuales de plántulas desde la geminación hasta que el cultivo alcance los 10-15 cm de altura.

Medidas de prevención y/o culturales

Realizar siembras tempranas.

Las labores del terreno en invierno exponen a las orugas a la acción de los pájaros.

Eliminar hierbas adventicias donde pueda haber huevos de estos insectos.

Umbral/Momento de intervención

Una larva por cada estación de 30x30 cm o un ataque del 25 a 30% de plántulas dañadas.

Medidas alternativas al control químico

Además de los medios señalados en este apartado, para minimizar el uso de los medios químicos, hay que considerar las medidas de prevención y/o culturales, pudiendo ser alternativas al control químico.

Medios biológicos

La acción de los pájaros, al alimentarse de las orugas expuestas sobre el terreno, puede reducir en parte la incidencia de plaga en años futuros. Además, los nematodos entomopatógenos del género *Steinernema* causan de manera natural enfermedades a las larvas de este insecto.

Medios biotecnológicos

No se han descrito.

Medios físicos

No se han descrito.

Medios químicos

Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente, a consultar en la dirección web <http://www.mapama.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/productos-fitosanitarios/fitos.asp>.

Si por la historia de la parcela/zona se sospecha que puede haber ataques, realizar la aplicación en el momento de la siembra.

Es recomendable hacer el tratamiento al atardecer.

Se utilizará el producto fitosanitario de más baja toxicidad de entre los autorizados para la misma plaga y cultivo.

Se asegurará dejar una banda de seguridad de 5 metros respecto de las masas de agua superficial (ríos, arroyos, lagos, lagunas, embalses, etc) y de 50 metros respecto de puntos de extracción de agua para consumo humano.

Si fuese necesario hacer más de un tratamiento químico, se alternarán materias activas de diferentes grupos químicos.

Bibliografía

El cultivo del girasol. A. Alba Ordoñez y M.Llanos Company. Ediciones Mundi-Prensa 1990. Madrid

Guía de insectos de suelo. E. Quesada-Moraga, I. Garrido-Jurado. Editado por Aragro. 2013.

Hoja Informativa n.º2/2013 (Gusanos grises del Girasol). Boletín fitosanitario de Avisos e informaciones. Consejería de Agricultura. Dirección General de Agricultura y Ganadería. Servicio de Agricultura. <http://crea.uclm.es/siar/noticias/pdf/Boletin072013b.pdf>

La defensa de las plantas cultivadas. 2ª edición revisada 1989. R. Bovey. Ediciones Omega.

www.intiasa.es. 2013. Instituto Navarro de Tecnologías e Infraestructuras Agroalimentarias, División ITG, Estación de Avisos.



Melolontha melolonta Linnaeus, Anoxia villosa Fabricius, Rhizotrogus sp., Amphimallon sp., Pentodon sp. (GUSANOS BLANCOS)



1. Larva con la característica forma de "C" blanca, con cabeza y tres pares de patas de color marrón-rojizo



2. Adulto descansando durante el día en hojas en descomposición



3. Larvas de gusanos blanco

Fotografías: Rasbak. <http://www.nhm.ac.uk/nature-online/species-of-the-day/biodiversity/economic-impact/melolontha-melolontha/> (1), Sanja <http://www.nhm.ac.uk/nature-online/species-of-the-day/biodiversity/economic-impact/melolontha-melolontha/> (2), Inmaculada Garrido Jurado (3)

Nota: Las fotos 1 y 2 son imágenes libres de derechos. Se pueden consultar los derechos en el enlace indicado en la autoría, buscando la imagen.

Descripción

Los gusanos blancos son larvas de coleópteros incluidos en las familias Melolonthidae, Rutelidae, Dynastidae y Cetonidae. Todas ellas tienen en común ser de tipo escarabeiforme, es decir arqueadas, carnosas, blancas en su totalidad a excepción del extremo posterior que se encuentra oscurecido y 3 pares de patas torácicas amarillentas. Presentan potentes mandíbulas. La identificación de las especies se basa en la distribución de unas espinas duras denominadas "raster" en la zona del ano.

M. melolonta es una de las especies más dañinas en Europa y en el norte de España. Sus larvas pueden alcanzar los 60 mm, de tipo escarabeiforme con patas y cápsula cefálica de color marrón-rojizo. Cuando se le molesta se coloca en una forma típica de "C". El adulto es un escarabajo de 30 mm de largo con cabeza y pronoto de color negruzco, abundante pilosidad y antenas en forma de abanico cuando están desplegadas. Los élitros o alas anteriores endurecidas son de color marrón-pardo. Los adultos vuelan principalmente durante el crepúsculo y se alimentan por la noche para así descansar durante el día.

A. villosa vive generalmente en lugares más cálidos que *Melolontha*, abunda más que éste en el Centro y Sur de España.

En primavera del primer año aparecen los adultos y, una vez se producen las cópulas, la hembra realiza la puesta en el suelo de unos 20 huevos a unos 10-25 cm. de profundidad según la naturaleza del suelo. Al mes se produce la eclosión de huevos y las nuevas larvas, que al principio se alimentan de raicillas y restos de plantas en descomposición, pasan el invierno enterradas a mayor profundidad sin actividad.

Con la llegada de la primavera del segundo año las larvas suben hacia la superficie para alimentarse, y aumentan cada vez más su tamaño y con ello su voracidad. Después se entierran en el suelo de nuevo para invernar.

Con la primavera del tercer año las larvas vuelven a recobrar su actividad para seguir alimentándose, pero sólo durante unos pocos meses, ya que a la llegada del verano completan su desarrollo, y se entierran a mayor profundidad para pupar. En otoño aparecen los nuevos adultos que permanecen enterrados hasta la primavera que comienzan a volar. En la práctica las generaciones están solapadas por lo que se puede encontrar insectos en cualquier fase de desarrollo.

Síntomas y daños

El adulto se alimenta de la parte aérea del cultivo pero los daños que ocasionan son poco importantes en el girasol.

La larva es la causante de las mayores pérdidas. Se alimenta del sistema radicular y del cuello de la planta, lo que da lugar a marras en la plantación, falta de vigor e incluso la muerte de la planta afectada.

Periodo crítico para el cultivo

Nascencia de las plantas. Pueden comerse las raíces y la base de los tallos. Si se ha observado vuelos de adultos en años anteriores puede haber daños tras la eclosión de las larvas.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Observación y seguimiento de la nascencia y primeros estadíos del cultivo. Observar si hay plantas muertas hasta 2-3 semanas después del nacimiento completo de la parcela.

Medidas de prevención y/o culturales

Remover el terreno previamente a la plantación, al objeto de exponer las larvas al sol y a los animales predadores, además de dificultar la puesta de huevos.

Eliminar las malas hierbas y plantas espontáneas de porte bajo o rastrero es una medida muy eficaz para impedir la puesta.

Umbral/Momento de intervención

No se han definido umbrales de actuación.

Actuar ante la detección de daños, una vez confirmada una presencia notable de larvas en el cultivo.

En parcelas con ataques en años anteriores se pueden combinar tratamientos fitosanitarios con labores del terreno para matar las larvas del insecto.

Medidas alternativas al control químico

Además de los medios señalados en este apartado, para minimizar el uso de los medios químicos, hay que considerar las medidas de prevención y/o culturales, pudiendo ser alternativas al control químico.

Medios biológicos

Existen algunos parasitoides de huevos, coleópteros depredadores, anfibios y algunas aves que pueden tener acción contra esta plaga, y que es necesario proteger. Por otro lado, el control microbiano de los gusanos blancos con el empleo de hongos, bacterias y nematodos entomopatógenos ha adquirido en los últimos años importancia en toda Europa.

Medios biotecnológicos

No se han descrito.

Medios físicos

No se han descrito.

Medios químicos

Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente, a consultar en la dirección web <http://www.mapama.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/productos-fitosanitarios/fitos.asp>.

Si se aplican fitosanitarios con el fin de controlar las larvas, aplicar el producto en la base de las plantas.

Se utilizará el producto fitosanitario de más baja toxicidad de entre los autorizados para la misma plaga y cultivo.

Se asegurará dejar una banda de seguridad de 5 metros respecto de las masas de agua superficial (ríos, arroyos, lagos, lagunas, embalses, etc.) y de 50 metros respecto de puntos de extracción de agua para consumo humano.

Si fuese necesario hacer más de un tratamiento químico, se alternarán materias activas de diferentes grupos químicos.

Bibliografía

Guía de insectos de suelo. E. Quesada-Moraga, I. Garrido-Jurado. Editado por Arago. 2013.

La defensa de las plantas cultivadas. 2ª edición revisada 1989. R. Bovey. Ediciones Omega.

<http://www.nhm.ac.uk/nature-online/species-of-the-day/biodiversity/economic-impact/melolontha-melolontha/>

<http://www7.inra.fr/hyppz/RAVAGEUR/6melmel.htm>



Helicoverpa armigera, Hübner (ORUGA DE LOS BROTES, HELIOTHIS)



1. Adulto



2. Huevo con detalle de estrías



3. Larva de *Helicoverpa* sp. en girasol



4. Daños en el Capítulo



5. Daños ocasionados por larvas al alimentarse



6. Crisálida de *Cotesia kazak*, parásito de larvas de Heliotis



7. Crisálida de *Hyposoter didymator*, parásito de larvas de Heliotis



8. Ninfa de *Orius* sp alimentándose de un huevo de Heliothis



9. Oruga de *Heliothis parasitada*

Fotografías: Esther Verdejo Alonso (1, 2, 6 y 7), Inmaculada Garrido Jurado (5), Leandro Nieto Osuna y Manuel Rubio (3 y 4), José M. Durán Álvaro (8 y 9)

Descripción

H. armigera es un lepidóptero noctuido polífago, que ataca tanto a especies cultivadas como vegetación espontánea. Los cultivos más afectados son tomate, pimiento, algodón, maíz y girasol entre otros.

Pasa el invierno enterrada en el suelo en estado de crisálida de color marrón rojizo y unos 20 a 25 mm de profundidad. En primavera, emergen las mariposas, con cuerpo pardo claro, alas anteriores de mismo color, con un punto negro visible a simple vista. Alas posteriores blanquecinas, con mancha central grisácea y rebordes oscurecidos. Pueden alcanzar una envergadura de 40 mm.

La mariposa deposita los huevos en las hojas superiores y en los botones florales. Los huevos son esféricos, de color blanco-amarillento, aplastados, con estrías muy marcadas y con un tamaño aproximado de 0,5 mm. Vuelan durante el crepúsculo y a primeras horas de la noche y pueden efectuar ciertas migraciones.

Al eclosionar los huevos nacen las larvas, de color muy variado dependiendo del medio donde se desarrollen y del estadio larvario en el que se encuentren. Las coloraciones van desde el verde amarillento hasta pardo o negruzco, con manchas negras y rojas en la zona dorsolateral y bandas blancas y amarillas a lo largo de todo el cuerpo. Las larvas tienen 3 pares de patas articuladas junto a la cabeza y a continuación 5 pares de falsas patas. Pueden alcanzar una longitud de 40 mm. y tener de 5 a 7 estadios larvarios.

Al completar el desarrollo, la oruga desciende al suelo para crisalidar y en la última generación se induce la diapausa para pasar el invierno como crisálida, completándose el ciclo anual. El ciclo desde huevo a adulto dura de 20 a 35 días aproximadamente.

H. armigera, en la parte central de España, normalmente desarrolla 2-3 tres generaciones anuales, con una principal en julio-agosto. Las inmigraciones y la emergencia escalonada de los adultos originan un solape de generaciones, pudiéndose observar simultáneamente todos los estados del insecto. En estado adulto, presenta una gran movilidad y potencial migratorio.

Síntomas y daños

Las larvas se alimentan principalmente de las hojas más tiernas y de los brotes. También pueden atacar a semillas jóvenes en el capítulo. Si el ataque es muy severo las hojas pueden quedar agujereadas lo mismo por los bordes que en el centro, en ocasiones quedan solo las venas de las hojas superiores. Las larvas más grandes pueden alimentarse de hojas más desarrolladas e incluso del tallo e introducirse en ellos, originando agujeros que pueden ser lugar de entrada de hongos.

Periodo crítico para el cultivo

Pueden atacar a lo largo de todo el cultivo, aunque principalmente desde mayo-junio hasta el secado de la planta.

Estado más vulnerable de la plaga

Durante el estado larvario, cuanto más pequeñas son las larvas más fácil es combatirlas.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

La utilización de trampas de feromonas sexual ayuda a conocer la curva de vuelo de los adultos. Habitualmente al incrementarse las capturas de machos, posteriormente aumenta la presencia de larvas, pero no hay correlación consistente entre las dos variables.

Por tanto, en caso de temer ataque de esta plaga, es imprescindible el seguimiento semanal de cada parcela, donde se muestrean semanalmente 50 plantas tomadas al azar pero distribuidas por toda la parcela. En cada planta se observa si hay presencia de larva viva. Los datos se anotan como porcentaje de plantas con oruga viva.

Medidas de prevención y/o culturales

Evitar el excesivo desarrollo vegetativo del cultivo. No superar la fertilización recomendada de nitrógeno.

Labor mecánica de arado y volteo del suelo para sacar a superficie las pupas y sean destruidas por las condiciones desfavorables de temperatura y humedad, además de ser utilizada como alimento por otras especies.

Rotación de cultivos (3-4 años).

Destrucción de los residuos de la cosecha.

Umbral/Momento de intervención

No se han definido umbrales de actuación. La decisión para intervenir debe estar fundada en los daños sufridos en la parcela durante el cultivo en curso o si ha habido daños en años anteriores. Se debe actuar cuando se haya constatado el vuelo de adultos mediante las trampas y se hayan observado huevos o larvas en los primeros estadios de desarrollo sobre las plantas.

Medidas alternativas al control químico

Además de los medios señalados en este apartado, para minimizar el uso de los medios químicos, hay que considerar las medidas de prevención y/o culturales, pudiendo ser alternativas al control químico.

Medios biológicos

Respetar y fomentar las poblaciones naturales de parasitoides (*Hyposoter didymator*, *Cotesia kazak*, *Trichogramma sp.*) y otros auxiliares, cuya acción normalmente no es suficiente para controlar la plaga, pero es conveniente favorecer su desarrollo utilizando materias activas perjudiciales únicamente cuando sea estrictamente necesario y dejando sin tratar zonas de la parcela donde la incidencia de la plaga sea menor, que sirvan como reservorios de auxiliares.

Por otro lado también se ha visto un control adecuado de la plaga al aplicar en la parte aérea de la planta, formulados a base de microorganismos. Se podrán utilizar, en el caso de que existan, aquellos autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente.

Medios biotecnológicos

No se han descrito.

Medios físicos

No se han descrito.

Medios químicos

Cuando haya un historial de daños en la parcela y durante el cultivo actual se detecten plantas con larvas en los primeros estadios del desarrollo, realizar un tratamiento foliar uniforme mojando bien todas las partes de la planta donde están las orugas. Tener en cuenta que hay que mojar bien hojas (haz y envés), tallos y brotes.

Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente, a consultar en la dirección web <http://www.mapama.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/productos-fitosanitarios/fitos.asp>.

Se recomiendan tratamientos localizados sobre primeros focos, para reducir gastos y mantener reservorios de insectos beneficiosos.

Se utilizará el producto fitosanitario de más baja toxicidad de entre los autorizados para la misma plaga y cultivo.

Si fuese necesario hacer más de un tratamiento químico, se alternarán materias activas de diferentes grupos químicos.

Bibliografía

Fichas de Diagnóstico en Laboratorio de Organismos Nocivos de los Vegetales publicadas por el MAGRAMA. Ficha 339: *Helicoverpa armigera* L.

Fichas técnicas de sanidad vegetal: *Helicoverpa armigera*, nº 23. Servicio Sanidad Vegetal. Gobierno de Extremadura.

“Plagas del maíz” José Esteban Duran, Rafael Balduque Martín. Hojas Divulgadoras: nº. 13/83 HD. MAPA. Madrid 1983.

Ficha de *Heliothis* en Guías de Cultivo del Tabaco y Guía de Cultivo del Algodón. MAGRAMA.

Vimala Devi, P. S., & Vineela, V. (2015). Suspension concentrate formulation of *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* for effective management of *Helicoverpa armigera* on sunflower (*Helianthus annuus*). *Biocontrol Science and Technology*, 25(3), 329-336.





Plasmopara halstedii (Farl.), Berl. & de Toni. (MILDIU DEL GIRASOL)



1. Falta de nascencia debida a mildiu



2. Lesión localizada o secundaria en hoja



3. Manchas foliares (clorosis) características del mildiu del girasol



6. Manchas necróticas en tallo



4. Manchas foliares (clorosis) características del mildiu del girasol



5. Plantas afectadas por mildiu a la derecha de la imagen que muestran un desarrollo menor respecto a plantas resistentes



7. Plantas afectadas que muestran enanismo y capítulos horizontales y mirando hacia arriba



8. Síntomas en un corte longitudinal del capítulo

Fotografías: Leire Molinero Ruiz (1, 2, 6, 7 y 8), Rafael García Ruiz (3, 4 y 5)

Descripción

Plasmopara halstedii (Farl.), Berl., & de Toni in Sacc. es un patógeno exclusivo del girasol y de algunas otras plantas compuestas como *Xanthium* y *Dimorphotheca*. Se encuadra dentro de los oomicetos, por lo tanto no se trata de un hongo "verdadero", sino que está más emparentado con las algas. Al igual que otros oomicetos patógenos de cultivos, *P. halstedii* necesita la presencia de agua libre (rocío, lluvia) para completar el ciclo infeccioso.

El patógeno permanece en el suelo entre campañas de cultivo en forma de estructuras de supervivencia llamadas oosporas. Las oosporas resisten varios años en el suelo. Cuando se producen lluvias intensas y encharcamientos, las oosporas germinan produciendo zoosporangios que liberan zoosporas flageladas. Éstas se desplazan en el agua hasta alcanzar las raíces, donde penetran al interior de la planta e invaden sus tejidos. El patógeno es un biótrofo obligado, por lo tanto necesita de la planta de girasol para desarrollar su ciclo biológico. Cuanto más joven

sea la planta afectada, mayor será el daño. En casos de ataques muy severos, cuando aún no han emergido las plántulas se da una gran mortandad entre las infectadas por el mildiu. Esta mortandad durante la nascencia se atribuye muchas veces de forma errónea a asfixia por encharcamiento.

Las plantas que sobreviven a este primer ataque o aquellas que son atacadas unos días más tarde (en el estado de cotiledones o primeras hojas) suelen presentar enanismo. Los síntomas de enanismo son mayores cuanto más temprano haya sido el ataque. La invasión del hongo se va desarrollando en los haces vasculares de la planta a medida que ésta crece. Cuanto más lento sea el crecimiento de la planta o cuanto mayor sea la intensidad lumínica que reciba la planta, más marcado será el enanismo.

Síntomas y daños

Muerte de plántulas: la infección subterránea de semillas recién germinadas o de plántulas durante condiciones de tiempo húmedo puede resultar en la muerte de éstas en preemergencia o después de emerger. Es difícil de reconocer y distinguir de otras causas ya que las plantas muertas se secan y desaparecen dando sensación de mala nascencia.

Síntomas típicos de la infección sistémica: Las plantas presentan clorosis alrededor de los nervios principales de las hojas (mosaico clorótico). Esta clorosis es más intensa en el haz de las hojas más jóvenes, iniciándose desde la base de la hoja hacia el ápice. En el envés de las hojas, coincidiendo la clorosis del haz de la hoja, aparece un tejido algodonoso del micelio y fructificaciones asexuales del oomiceto que emergen a través de los estomas. También pueden aparecer ataques secundarios (infecciones localizadas) en hojas debidos a la germinación en su superficie de zoosporas del patógeno que son transportadas por el viento. Estos ataques son más tardíos y leves, por lo que no se da una afección importante de la producción.

Las plantas sintomáticas atacadas crecen menos (entre 10 y 50 cm. menos) y pueden morir. Si las plantas enfermas forman capítulos, éstos quedan en posición horizontal, con el disco floral hacia arriba.

Agallas en los tallos y raíces: en las raíces primarias infectadas se forman en ocasiones agallas que hacen a las plantas susceptibles a la sequía. Este tipo de daños suele pasar desapercibido y tiene poco impacto económico, ya que no suele superar el 3% de las plantas, pero representa una fuente de inóculo importante para años posteriores.

Manchas de tejido muerto (necrosis): pueden aparecer en el hipocotilo, cuando la infección ocurre en fases tempranas del cultivo o, posteriormente, a lo largo del tallo en casos de ataques severos.

Periodo crítico para el cultivo

El agua es el factor más importante que influye en las infecciones primarias, ya que hay una fuerte correlación entre la lluvia acumulada durante los 5 días anteriores y los 5 posteriores a la siembra y la tasa de plántulas con síntomas de ataques primarios. Para que ocurra la infección por el oomiceto son críticas las primeras semanas tras la siembra. Respecto a la detección de la enfermedad, son importantes las primeras semanas tras la emergencia de las plántulas ya que se puede confundir con otras enfermedades, plagas o fisiopatías.

Estado más vulnerable del patógeno

Temperaturas de 15-18°C y alta humedad en suelo. Estadio Fenológico de V1 hasta V12 y R. La única posibilidad de controlar la enfermedad es hacerlo desde el principio del cultivo mediante la siembra de variedades resistentes.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Observación de síntomas. Estar atento a la muerte de plántulas tras la nascencia si las condiciones son de lluvias persistentes para no confundir con otras enfermedades, plagas o fisiopatías.

Medidas de prevención y/o culturales

Sembrar variedades certificadas resistentes. En España, hasta el momento, se han identificado seis razas de mildiu, por lo que es importante asesorarse para sembrar variedades que sean resistentes a las razas de mildiu presentes en la zona.

Evitar los terrenos encharcables, sembrar con buen tempero y evitar las lluvias durante la siembra, es decir, retrasarla si se espera que vaya a venir tiempo lluvioso durante los días posteriores.

Rotaciones mayores a 5 años, los terrenos arcillosos pueden requerir rotaciones más largas ya que parece que las oosporas de *P. halstedii* pueden sobrevivir más tiempo en ese tipo de sustrato.

Eliminación de plantas espontáneas de girasol u otras plantas que sean susceptibles de albergar la enfermedad como hospedadores alternativos (sobre todo plantas compuestas) en barbechos y cunetas.

Umbral/Momento de intervención

No se han definido umbrales de actuación.

Tratamientos preventivos de la semilla.

Si los tratamientos de la semilla o la resistencia de la variedad no han sido suficientes para controlar la aparición de la enfermedad, se recomienda resembrar la zona afectada.

En caso de que la planta esté afectada, también se podrán realizar tratamientos lo antes posible, pues a medida que crece la planta es más difícil de controlar la enfermedad y los daños serán más severos.

Medidas alternativas al control químico

Para minimizar el uso de los medios químicos, hay que considerar las medidas de prevención y/o culturales, pudiendo ser alternativas al control químico.

Medios químicos

Utilizar productos preventivos en la semilla. También se pueden hacer tratamientos foliares de plantas enfermas particularmente importantes, como líneas de girasol de programas de mejora. Estos tratamientos foliares no son aplicables en las grandes extensiones de girasol.

Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente, a consultar en la dirección web <http://www.mapama.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/productos-fitosanitarios/fitos.asp>.

Se utilizará el producto fitosanitario de más baja toxicidad de entre los autorizados para la misma plaga y cultivo.

Se asegurará dejar una banda de seguridad de 5 metros respecto de las masas de agua superficial (ríos, arroyos, lagos, lagunas, embalses, etc) y de 50 metros respecto de puntos de extracción de agua para consumo humano.

Si fuese necesario hacer más de un tratamiento químico se alternarán, si es posible, materias activas de diferentes grupos de productos fitosanitarios.

Bibliografía

<http://www.aegirasol.org/index.php/es/2013-11-12-16-19-20/2013-11-12-10-45-19/ct-menu-item-27>

<http://www.agroes.es/cultivos-agricultura/cultivos-herbaceos-extensivos/girasol/571-mildiu-del-girasol-plasmopara-halstedii>

<http://www.asagir.org.ar/asagir2008/Talleres/Variantes%20de%20Plasmopara%20halstedii.doc>

<http://www.cetiom.fr>

[http://www.limagrain.es/panel/uploads/Folleto%20mildiu_reducido\(1\).pdf](http://www.limagrain.es/panel/uploads/Folleto%20mildiu_reducido(1).pdf)

http://www.magrama.gob.es/ministerio/pags/Biblioteca/Revistas/pdf_Vrural%2FVrural_2009_296_68_71.pdf

Mildiu del girasol. L. Molinero Ruiz y J.M. Melero Vara. 2010. Pp. 175-189. En: "Enfermedades de las plantas causados por hongos y oomicetos. Naturaleza y Control Integrado", Eds. R.M. Jiménez Díaz y E. Montesinos, SEF. PHYTOMA-España, Valencia. ISBN: 978-84-935247-5-3.

Principales enfermedades que afectan al girasol en España. L. Molinero Ruiz. 2015. Agricultura 982: 222-226.

Races of isolates of *Plasmopara halstedii* from Spain and studies on their virulence. M.L. Molinero-Ruiz, J. Domínguez and J.M. Melero-Vara. 2002. Plant Disease 86 (7): 736-740.





***Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. (PODREDUMBRE CARBONOSA DE LA RAIZ Y EL TALLO)**



1. Parcela de girasol afectada por *M. phaseolina*



2. Degradación de la médula de girasol en capas horizontales ("pilas de platos") causada por *M. phaseolina*

Fotografías: Francisco Navarro Castillo

Descripción

La podredumbre carbonosa es una enfermedad de gran importancia económica en el mundo, principalmente en regiones semiáridas. La origina un hongo que se encuentra en el suelo: *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. Este hongo afecta a muchas monocotiledóneas y dicotiledóneas, causando daños en más de 500 especies en todo el mundo, entre ellas avena, melón, sorgo, maíz, legumbres (cacahuete, garbanzo, soja, judía...), etc.

El hongo permanece en el suelo en forma de estructuras de supervivencia llamadas microesclerocios (de 0.1-1 mm de diámetro), que constituyen el inóculo inicial más importante para la aparición de la enfermedad. Los microesclerocios germinan inducidos por exudados de las raíces del girasol y *M. phaseolina* crece y penetra en las raíces terciarias y secundarias y luego viaja hasta las primarias. Posteriormente infecta el sistema vascular de las raíces y los entrenudos basales, impidiendo el transporte de agua y nutrientes hacia las partes superiores de la planta. Debido a todo esto la planta pierde su hidratación y puede empezar a marchitarse. En este momento se puede arrancar la planta que sale sin raíces debido a la pudrición de éstas. En casos de afección extrema, los campos en los que se ha desarrollado esta infección aparecen como si estuvieran quemados. El hongo no se desarrolla en la parte superior de la planta ni en el capítulo, pero sí que afecta al desarrollo de estas partes.

La enfermedad también se trasmite por la semilla, pues *M. phaseolina* se puede encontrar tanto en la cubierta seminal como en los cotiledones. Los síntomas de la enfermedad sólo se desarrollan en la madurez de la planta, cuando esta tiene un bajo contenido en humedad y las temperaturas son altas (por encima de 30°C). Durante su desarrollo, la planta infectada puede mostrar un buen crecimiento y vigor, aunque suele alcanzar la madurez de forma adelantada y presentar unos capítulos de menor tamaño y poca cantidad de semillas. Que aparezcan los síntomas claros depende de la intensidad de la infección y, sobre todo, de las condiciones medioambientales de estrés por sequía al final del ciclo y altas temperaturas.

Síntomas y daños

Los síntomas de *M. phaseolina* incluyen amarilleamiento y marchitamiento de las hojas, comenzando por la base de la planta, pero el síntoma diagnóstico más importante es una lesión en el tallo de color gris ceniciento o gris plateado, que a veces puede llegar a ser casi negra. Esta coloración más oscura de las lesiones se ha observado en plantas de girasol afectadas por *M. phaseolina* a la vez que por gorgojos del tallo (*Cylindrocopturus adspersus* (LeConte)

[Coleoptera: Curculionidae]. La lesión en el tallo aparece a ras del suelo y aumenta de tamaño hasta alcanzar los 30-40 cm de altura. La epidermis o capa superficial del tallo, decolorada, se desprende fácilmente de los tejidos subyacentes. Por debajo de la epidermis y en la médula, cuyos tejidos acaban secándose, se observan numerosos microesclerocios negros que dan un color más negruzco (de aspecto carbonoso) a las lesiones. Además, el tejido de la médula se degrada en capas horizontales, por lo que suele tener aspecto de "pilas de platos".

Las plantas enfermas maduran prematuramente y tienen tallos más delgados y capítulos menores, a veces con las semillas vanas en la zona central. Las raíces, por fuera, son de color marrón oscuro y los tejidos internos tienen una coloración gris debida a los microesclerocios que forma el hongo en ellos.

El efecto económico de la enfermedad en el cultivo se debe a la reducción del diámetro del capítulo y al menor peso de la semilla. El hongo también causa un menor contenido de aceite de la semilla y, en algunos cultivares, origina una alteración en la composición de ácidos grasos del aceite. Sin embargo, al ser ésta una enfermedad asociada a estrés por falta de agua, la reducción del rendimiento en aceite suele confundirse la merma de producción debida a la sequía. El aceite de girasol afectado por podredumbre carbonosa tiene por lo general un color más oscuro.

Periodo crítico para el cultivo

Todo el ciclo de cultivo sobre todo en suelos salinos, compactados o tras épocas de sequía. El daño mecánico, la densidad de plantación elevada o ataques del gorgojo del tallo predisponen a la aparición de la enfermedad.

Estado más vulnerable del patógeno

Una vez detectada su presencia poco se puede hacer para que impedir que se desarrolle.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Inspección visual de la parcela desde la floración hasta la maduración. Puede aparecer al final de la floración, la enfermedad es más severa con temperaturas de 35-40° C y con baja humedad. Se incrementa con la salinidad o riego con aguas salinas.

Medidas de prevención y/o culturales

Uso de semilla certificada libre de patógeno, pues éste puede transmitirse por la semilla de siembra.

Utilizar variedades resistentes.

No sembrar en parcelas que hayan tenido historial reciente de *M. phaseolina*.

Cualquier práctica cultural que origine un estrés en las plantas de girasol, ya sea en estado de plántula o en madurez, las predispondrá para sufrir podredumbre carbonosa. Este puede ser el caso de laboreos profundos, existencia de suela de labor, daños en las raíces debidos a herbicidas, salinidad, sequía o compactación del suelo.

Efecto del riego. Cuando se dan condiciones de sequía se recomiendan riegos adecuados y repetidos, si es posible. De esta manera se evita la acumulación de sales en las primeras capas del suelo y se mantiene un correcto estado hídrico del cultivo. Como la podredumbre carbonosa no se manifiesta hasta la floración del cultivo, los riegos en este momento o a lo largo del periodo de llenado de las semillas disminuyen la incidencia de la enfermedad.

Abonado correcto. Aportes de nitrógeno elevados favorecen la podredumbre carbonosa. También se ha observado que un aporte de potasio disminuye la incidencia de la enfermedad y que la carencia de boro causa un estrés en el girasol que lo predispone para sufrirla.

Control de insectos en el cultivo. Los gorgojos del tallo de girasol predisponen a la planta para ser infectada por *M. phaseolina*, por lo que cualquier medida que controle sus poblaciones repercutirá en una reducción de la podredumbre carbonosa.

Elegir la fecha de siembra menos propicia para la enfermedad. Evitar fechas de siembra que coincidan con estrés por sequía en el periodo de floración y maduración de la semilla. Por ejemplo, siembras en diciembre en Andalucía evitarán la aparición de la podredumbre carbonosa al final del ciclo del cultivo.

Los restos contaminados pueden hacer que sobreviva el inóculo en la parcela hasta dos años aunque no se cultive nada en ella. Eliminar los restos de cultivo infectado, así como de adventicias que hayan podido servir de hospedantes al hongo.

Las rotaciones con cultivos no susceptibles durante 3 a 4 años pueden ser una solución para disminuir el inóculo primario del suelo.

Umbral/Momento de intervención

No se han definido umbrales de actuación.

En campos infectados tomar en consideración la rotación con cultivos no susceptibles en el siguiente ciclo de cultivo.

Medidas alternativas al control químico

Además de los medios señalados en este apartado, para minimizar el uso de los medios químicos, hay que considerar las medidas de prevención y/o culturales, pudiendo ser alternativas al control químico.

Medios biológicos

No se han descrito.

Medios biotecnológicos

Existen variedades de girasol con resistencia genética a la podredumbre carbonosa, aunque dichas variedades no suelen ser inmunes al patógeno. Generalmente tienen una maduración más lenta y los tallos permanecen verdes durante más tiempo. También desarrollan menos enfermedad las variedades con resistencia a sequía y/o a salinidad.

Medios físicos

No se han descrito.

Medios químicos

No se conocen medios químicos efectivos contra esta enfermedad.

Bibliografía

A review of the impact of charcoal rot (*Macrophomina phaseolina*) on sunflower. S. Ijaz, H.A. Sadaqat, & M.N. Khan. Journal of Agricultural Science. Cambridge University Press. 2012

http://wiki.bugwood.org/Macrohomina_phaseolina

<http://www.ipm.ucdavis.edu/PMG/r116101311.html>

http://ceimperial.ucanr.edu/newsletters/Junio_201033676.pdf

<http://www.mapama.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/productos-fitosanitarios/fitos.asp>

<http://www.cetiom.fr>

Gulya, T.J., Rashid, K.Y. and S. Masirevic. 1997. Sunflower diseases. Pp. 263-379 in: Sunflower Technology and Production. A.A. Schneiter, ed. ASA, CSSA and SSSA, Madison WI, USA. 834 pp.

Lamarque, 1985. Maladies et accidents culturaux du tournesol. Institut National de la Reserche Agronomique, Paris (France). 119 pp.

Melero Vara, J.M. y L.C. Alonso. 1988. Las enfermedades del girasol. Pp. 15-126 en: Enfermedades y daños de herbicidas en el cultivo del girasol, Koipesol, ed. Artes Gráficas EMA, Madrid. 159 pp.

Orellana, RG. 1970. The response of sunflower genotypes to natural infection by *Macrophomina phaseoli*. Plant Disease Reporter 54: 891-893.





Sclerotinia sclerotiorum (Libert) de Bary, *Sclerotinia minor* Jagger (PODREDUMBRE BLANCA Y MARCHITEZ)



1. Lesión en la base del tallo de girasol, en la que se observa una decoloración del tejido y el crecimiento de micelio de *Sclerotinia*



2. Síntomas iniciales de la infección del capítulo por *S. sclerotiorum*: micelio blanco cubriendo las semillas en desarrollo



3. Capítulo de girasol con desintegración por *S. sclerotiorum* que afecta a un sector de éste



4. Capítulo de girasol completamente desintegrado; únicamente se observa el sistema vascular, lo que le da apariencia de escoba



5. Esclerocios de *S. sclerotiorum* formados en un capítulo afectado

Fotografías: Leire Molinero Ruiz (1), Leandro Nieto Osuna y Manuel Rubio (de 2 a 5)

Descripción

Las podredumbres blancas de raíz, tallo y capítulo, junto con la marchitez y muerte de las plantas, son debidas a dos especies de *Sclerotinia*: *S. sclerotiorum* (Lib.) de Bary y *S. minor* Jagger. Debido a la diversidad de síntomas que se observan, no se considera como una única enfermedad, sino como un complejo de enfermedades. Aunque en España no son muy habituales, en otros países constituyen unas de las afecciones más importantes del girasol.

Los hongos *S. sclerotiorum* y *S. minor* son hongos patógenos facultativos capaces de infectar a un gran número de plantas dicotiledóneas, entre ellas al girasol, del que atacan tanto a la raíz como al tallo (en el cuello y en partes más altas), las hojas y los capítulos. El síntoma característico es una podredumbre blanca que destruye los tejidos de la planta, observándose un micelio blanco y algodonoso en el que posteriormente se desarrollan los esclerocios (estructuras de supervivencia) que se caerán al suelo.

En un primer momento las plantas afectadas aparecen de forma aislada y distribuidas al azar en el cultivo. Con el tiempo se observan grupos de plantas secas en la misma fila, en torno a las que mostraron los síntomas en un principio, ya que *Sclerotinia* spp. se dispersan por el contacto entre raíces de plantas diferentes en los 20 primeros cm del suelo.

Para que se produzcan estas enfermedades se necesitan unas condiciones de alta humedad y temperaturas suaves (10-18 °C). Estas circunstancias son generalmente raras en la mayoría de las zonas donde se cultiva girasol en España, por lo que la frecuencia de campos afectados es baja. En nuestro país las zonas más sensibles para el desarrollo de *Sclerotinia* spp. son los regadíos y las siembras tardías de secano en el centro y norte de la península.

Síntomas y daños

Estos hongos persisten en el suelo durante muchos años en forma de esclerocios. Los esclerocios de ambas especies se distinguen por su forma y tamaño, siendo menores y más esféricos los de *S. minor*.

Los esclerocios pueden germinar formando micelio que crece en el suelo hasta invadir las raíces de la planta de girasol (germinación miceliogénica), o pueden formar ascosporas en la superficie del suelo, que se dispersan por el aire hasta zonas más altas en la planta (germinación carpogénica).

La germinación miceliogénica formando micelio que infecta las raíces, causa la podredumbre de éstas y la marchitez de la planta. Los síntomas de marchitez pueden aparecer en cualquier momento entre la emergencia y la maduración del girasol, pero suelen ser más frecuentes en floración. En la inserción del tallo con la raíz aparecen lesiones de color marrón claro que pueden rodear todo el tallo y ascender hasta 15-20 cm sobre el suelo. Si la humedad es alta, también puede observarse micelio blanco y esclerocios negros sobre las lesiones.

La germinación carpogénica, que resulta en la formación de ascosporas, origina los síntomas de podredumbre en partes aéreas debido a la infección de zonas altas del tallo y de los capítulos por ascosporas. Aunque las infecciones aéreas de tallo y capítulo pueden tener lugar en cualquier momento a lo largo del desarrollo del cultivo, son más frecuentes entre floración y maduración. Las lesiones en partes altas del tallo tienen la misma apariencia que las del cuello. Las infecciones de los capítulos comienzan en cualquier parte de éstos, manifestándose como una lesión húmeda más o menos circular de color pardo claro que se va agrandando conforme el micelio del hongo va destruyendo los tejidos del girasol y formando sus típicos esclerocios. En casos de ataques severos el capítulo puede quedar totalmente destruido.

Los esclerocios de *S. sclerotiorum* presentan ambos tipos de germinación, por lo que esta especie causa las dos sintomatologías. Además, las infecciones por *S. sclerotiorum* están relacionadas con la presencia de pulgones en hojas y brotes apicales (*Brachycaudus helichrysi* Kaltentbach [Homoptera: Aphididae]). Al igual que en el caso de *B. cinerea*, las heridas por chinches (*Lygus rugulipennis* [Hemiptera: Miridae]) y polillas (*Homoeosoma nebulellum* Denis and Schiffermüller [Lepidoptera: Pyralidae]) en los capítulos también favorecen los daños por este hongo.

Por el contrario, los esclerocios de *S. minor* sólo germinan formando micelio, por lo que esta especie infecta las raíces pero no causa podredumbres de tallo ni de capítulo.

Las pérdidas por ataques de *Sclerotinia* pueden ser muy importantes, llegando al 100% en algunos campos. Las plantas infectadas se secan repentinamente, causando una pérdida importante de la producción. Respecto a la producción obtenida, y dependiendo de la severidad del ataque, el contenido y calidad del aceite en la semilla disminuyen de forma importante.

Periodo crítico para el cultivo

El cultivo es susceptible a *Sclerotinia* durante todo su periodo de desarrollo, si bien las infecciones que mayor impacto económico tienen son las que ocurren en fases tempranas y causan la muerte súbita de las plántulas, o las que tienen lugar durante la formación y desarrollo de los capítulos, pues pueden originar la pérdida de la práctica totalidad de la cosecha.

Estado más vulnerable del patógeno

La actuación contra *Sclerotinia* spp., una vez establecidas en el campo, es difícil debido a la longevidad de los esclerocios en el suelo. Cualquier forma de actuación sobre estos hongos debe dirigirse a limitar el banco de esclerocios en el suelo o a reducir su capacidad de germinación. Una opción es efectuar un adecuado manejo de la profundidad de siembra de forma que se dificulte

la supervivencia de los esclerocios (ver medios culturales). También es posible la parasitación de los esclerocios con el hongo *Coniothyrium minitans* Campbell (ver medios biológicos).

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Prospección visual. Observación de marchiteces y podredumbres en los tallos y/o en los capítulos de las plantas, observar también si existen daños por pulgones, chinches o polillas, ya que pueden predisponer al desarrollo de la enfermedad.

Seguimiento de las variables climáticas de temperatura y lluvia, principalmente en el centro y norte peninsular con siembras tardías en regadío, ya que como se ha señalado anteriormente alta humedad y temperaturas entre 10-18 °C favorecen su desarrollo.

Medidas de prevención y/o culturales

Época de siembra adecuada. Evitar épocas de siembra que lleven a floraciones en épocas de elevada humedad y de temperaturas en torno a 10-18 °C.

Utilizar, si es posible, variedades tolerantes.

Usar semilla certificada que se haya obtenido en zonas libres de la enfermedad y que esté libre de esclerocios de *Sclerotinia* spp. Emplear densidades de siembra no muy altas, para que la separación entre plantas permita una adecuada aireación del cultivo

Dado el amplio rango de especies hospedantes de *Sclerotinia* spp. (por ejemplo colza, lechuga, patata, tabaco o leguminosas), la rotación con otros cultivos para controlar la enfermedad no es una medida fácil de aplicar, pues se requieren al menos 5 años de cultivo de una especie no susceptible para que ocurra la degradación de los esclerocios en el suelo. En cualquier caso, la rotación del girasol con cereales como trigo o cebada no incrementa los niveles de inóculo (esclerocios) del suelo, pues son cultivos no hospedantes de *Sclerotinia* spp. También es recomendable controlar la flora adventicia en el cultivo y las plantas espontáneas en zonas próximas, pues pueden contribuir a mantener e incluso incrementar el inóculo en el suelo, y conviene tener en cuenta que los restos de girasol o de otros cultivos susceptibles pueden aportar nutrientes que induzcan la germinación de los esclerocios en el suelo y la posterior formación de nuevos esclerocios a partir de ellos (esclerocios secundarios).

La profundidad de siembra afecta enormemente a la supervivencia de los esclerocios. Un cultivo superficial o de no laboreo reduce la cantidad de esclerocios en zonas más profundas; dificulta por tanto la germinación miceliogénica, pero los esclerocios de la superficie pueden formar ascosporas que infecten el tallo y los capítulos. El laboreo profundo entierra los esclerocios en el suelo y facilita su supervivencia, pero reduce su cantidad en superficie y con ello su capacidad de germinar de forma carpogénica. En campos infestados únicamente por *S. minor*, y dado que esta especie sólo presenta germinación miceliogénica, el laboreo superficial o incluso el no laboreo será una eficaz medida cultural para controlar la enfermedad.

Altas densidades de siembra y fertilización con nitrógeno originan una cubierta más espesa que favorece la germinación carpogénica y con ellos la infección en tallos y capítulos de girasol. La siembra temprana de híbridos de ciclo corto parece reducir el riesgo de infección por este hongo.

Umbral/Momento de intervención

El mejor momento de intervención sobre *Sclerotinia* spp. es antes de la siembra a modo preventivo para evitar incidencias importantes.

Planificar la siembra para que la floración no coincida en épocas de riesgo (elevada humedad y temperaturas en torno a 10-18 °C)

Medidas alternativas al control químico

Además de los medios señalados en este apartado, para minimizar el uso de los medios químicos, hay que considerar las medidas de prevención y/o culturales, pudiendo ser alternativas al control químico.

Medios biológicos

El método de control biológico frente a *Sclerotinia* se basa en el uso del hongo *C. minitans*, cuyas esporas se comercializan para añadirse al suelo antes de la siembra. Estas esporas parasitan los esclerocios de *Sclerotinia* spp. en el suelo, impidiéndoles germinar.

Medios biotecnológicos

Se han identificado especies de *Helianthus* con resistencia moderada (pero no inmunes) a *Sclerotinia* spp. Por otro lado, la incorporación de los genes de resistencia a las variedades cultivadas resulta difícil, por lo que hay variedades tolerantes, pero no resistentes a estos hongos.

Medios físicos

No se han descrito.

Medios químicos

Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente. En la fecha de publicación de esta guía no existen productos autorizados para tratar esta enfermedad, a consultar en la dirección web <http://www.mapama.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/productos-fitosanitarios/fitos.asp>.

Se utilizará el producto fitosanitario de más baja toxicidad de entre los autorizados para la misma plaga y cultivo.

Se asegurará dejar una banda de seguridad de 5 metros respecto de las masas de agua superficial (ríos, arroyos, lagos, lagunas, embalses, etc) y de 50 metros respecto de puntos de extracción de agua para consumo humano.

Bibliografía

<http://www.cetiom.fr>

<http://www.apsnet.org/publications/commonnames/Pages/Sunflower.aspx>

Gulya, T.J., Rashid, K.Y. and S. Masirevic. 1997. Sunflower diseases. Pp. 263-379 in: Sunflower Technology and Production. A.A. Schneiter, ed. ASA, CSSA and SSSA, Madison WI, USA. 834 pp.

High Plains Sunflower Production Handbook. USDA - ARS - Central Great Plains Research Station, Akron, Colorado

Lamarque, 1985. Maladies et accidents culturaux du tournesol. Institut National de la Reserche Agronomique, Paris (France). 119 pp.

Melero Vara, J.M. y L.C. Alonso. 1988. Las enfermedades del girasol. Pp. 15-126 en: Enfermedades y daños de herbicidas en el cultivo del girasol, Koipesol, ed. Artes Gráficas EMA, Madrid. 159 pp.

Molinero-Ruiz, M.L. and J.M. Melero-Vara. 2002. First report of stem rot and wilt of sunflower caused by *Sclerotinia minor* in Spain. *Plant Disease* 86 (6): 697.

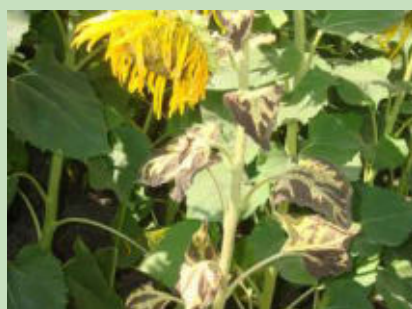




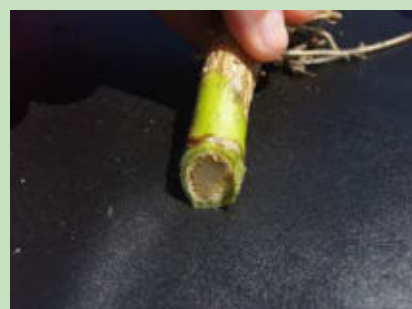
***Verticillium dahliae* Kleb. (VERTICILOSIS)**



1. Coloración amarilla y tejido muerto en el margen y entre los nervios de la hoja



2. Síntomas en hojas de una planta infectada



3. Coloración oscura del sistema vascular de la planta al hacer un corte transversal del tallo



4. Plantas resistentes (izquierda) y susceptibles (derecha)



5. Coloración grisácea en el interior del tallo debida a la formación de microesclerocios del hongo



6. Lesiones marrones a lo largo de los tallos de plantas infectadas

Fotografías: Rafael García Ruíz (1), Leandro Nieto Osuna y Manuel Rubio (2), Leire Molinero Ruiz (de 3 a 6)

Descripción

El hongo que causa la marchitez por verticillium o verticilosis (*Verticillium dahliae* Kleb.) es un patógeno de suelo, puesto que se conserva en el suelo en forma de microesclerocios durante muchos años (hasta 14 en algunos casos) e infecta las plantas cuando éstos germinan. Los microesclerocios germinan cuando son estimulados por los exudados de las raíces de los girasoles y producen un micelio que invade la planta tras penetrar directamente en los tejidos de las raíces. Este micelio crece en los vasos del xilema del girasol - es un patógeno sistémico-, y se expande a través de flujo de agua y compuestos inorgánicos, invadiendo gradualmente las partes superiores de la planta. Los factores favorables para el desarrollo de la enfermedad son, sobre todo, suelo ligeramente húmedo y una elevada concentración de microesclerocios (inóculo) en él, días largos (más de 12 horas de luz) y temperaturas de 20-26 °C.

Síntomas y daños

En hoja

Los síntomas en las hojas inferiores son los que aparecen primero. A partir de pequeñas manchas, la enfermedad progresa en forma de clorosis de color amarillo intenso que se desarrolla en los márgenes y entre los nervios de la hoja. Estos síntomas se producen con mayor frecuencia durante la floración, pero pueden aparecer antes.

La clorosis amarilla es progresiva en las hojas y avanza desde las inferiores hacia las superiores. A veces se produce de forma unilateral, afectando solamente a un sector o incluso a media hoja. Las manchas cloróticas evolucionan rápidamente hacia grandes lesiones marrones de tejido

necrosado o muerto rodeadas por un margen de color amarillo dorado. Los síntomas de esta enfermedad pueden confundirse con una carencia de magnesio.

En tallo

En condiciones secas, aparecen lesiones de color marrón oscuro a lo largo de los tallos. En ataques más severos, al final del ciclo, el tejido del tallo se degrada por su parte exterior sin que lleguen a destruirse las fibras medulares internas. En el interior del tallo de plantas que aún no han comenzado la senescencia natural, se observa una coloración marrón debida al crecimiento del hongo en los haces vasculares. En cortes transversales del tallo esta coloración tiene forma de anillo. En las plantas de más edad, el interior del tallo presenta una coloración grisácea debida a los microesclerocios (0,05-0,1 mm) formados por el hongo. Dichos microesclerocios tienen aspecto de polvo negro sobre los tejidos, que permanecen blancos.

En capítulo

En el caso de fuertes ataques, el diámetro del capítulo se reduce entre un 15 y un 40% respecto al capítulo de una planta sana. También afecta al número de semillas y al peso las semillas. El hongo puede llegar a infectar el interior de las semillas, por lo que éstas pueden ser el vehículo de transmisión de la enfermedad a nuevas generaciones.

Las plantas sintomáticas pueden recuperarse cuando aumenta la temperatura, aunque en casos de infección grave se produce la muerte prematura de la planta.

Periodo crítico para el cultivo

El desarrollo óptimo del hongo tiene lugar con temperaturas comprendidas alrededor de 22 °C. El momento óptimo para que ocurra la infección del girasol por *V. dahliae* y, por tanto, cuando el cultivo es más susceptible a la enfermedad, es desde la siembra hasta que tiene 8-10 semanas.

Estado más vulnerable del patógeno

La actuación contra el hongo, una vez establecido en el campo, es difícil, debido a la capacidad que tienen los microesclerocios para sobrevivir en el suelo bajo condiciones adversas y durante periodos de tiempo de más de diez años. Opciones eficaces de lucha pasan por destruir los microesclerocios (mediante solarización del suelo) o reducir su germinación (mediante inundación o acidificación), pero son difíciles de poner en práctica.

También es posible "escapar" del hongo sembrando a una profundidad diferente de aquélla a la que se encuentran los microesclerocios (siembra directa).

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

No se dispone de medidas erradicativas de *V. dahliae* una vez que se ha instalado en la finca; es fundamental poner especial cuidado en prevenir su entrada en zonas libres de él. También es importante tener en cuenta que, aún detectándose verticilosis en campos de girasol y siempre que los síntomas no sean muy graves (no afecten a más de la mitad de la planta), su efecto sobre la cosecha puede ser mínimo.

Las infecciones de *V. dahliae* en girasol deben someterse a un seguimiento cuidadoso, tanto por su potencial riesgo para la producción del cultivo en la campaña como por resultar en un incremento de inóculo en el suelo y mayor riesgo de ataques intensos en años futuros.

Medidas de prevención y/o culturales

Utilizar, si es posible variedades resistentes. Las etiquetas deberán conservarse durante un año.

Usar variedades resistentes, siempre que sea posible.

Abonar de forma equilibrada para evitar exceso de vigor. Evitar exceso de abono nitrogenado.

El hongo tiene una amplia gama de especies susceptibles y también puede infectar superficialmente a muchas otras sin ocasionar síntomas en ellas, por lo que es importante eliminar la flora adventicia, que puede ser portadora de *V. dahliae* y servir como reservorio de éste en el campo.

Retirar y destruir los restos de cultivo. No enterrarlos, ya que los exudados de la raíz de las plantas de girasol pueden promover la germinación de los microesclerocios existentes en los restos enterrados.

Evitar realizar la siembra en un terreno donde existan antecedentes de ataques previos.

En caso de que utilizar semillas para ensayos, éstas deben estar perfectamente identificadas y conservar la documentación durante un año.

Evitar la propagación a través de maquinaria, agua de riego, animales, calzados, aperos, etc...

En caso de detectarse la enfermedad y que haya contaminación de balsas de riego, desinfectar éstas.

En lo que concierne a estrategias de manejo del cultivo, la siembra directa dificulta el desarrollo de verticilosis en el girasol, ya que la semilla de girasol se sitúa a menos profundidad que los microesclerocios. La siembra directa es una opción eficaz, sobre todo en combinación con el uso de variedades resistentes.

Umbral/Momento de intervención

Únicamente se puede prevenir la enfermedad. Poner los medios para que se den las circunstancias ambientales y agronómicas menos favorables para el desarrollo del patógeno. Una vez detectado en la parcela hacer un seguimiento para ver la evolución en el tiempo y evitar que se propague llevando a cabo las medidas preventivas señaladas en el apartado anterior.

Medidas alternativas al control químico

Además de las medidas señaladas en este apartado, para minimizar el uso de los medios químicos, hay que considerar las medidas de prevención y/o culturales, pudiendo ser alternativas al control químico.

Medios biológicos

No se han descrito.

Medios biotecnológicos

No se han descrito.

Medios físicos

La solarización bajo cubierta plástica transparente con el suelo húmedo realizada durante unos 60 días en los meses de más calor destruye los microesclerocios y con ello reduce mucho el inóculo de *V. dahliae* en el suelo, pero no es factible en las grandes extensiones de terreno cultivadas con girasol. La inundación del suelo durante al menos tres semanas o su acidificación también dificultan el desarrollo del hongo a partir de los esclerocios, pero son difícilmente practicables.

Medios químicos

Hasta el momento no se han descrito fitosanitarios para el tratamiento de esta enfermedad en girasol.

Bibliografía

www.cetiom.fr

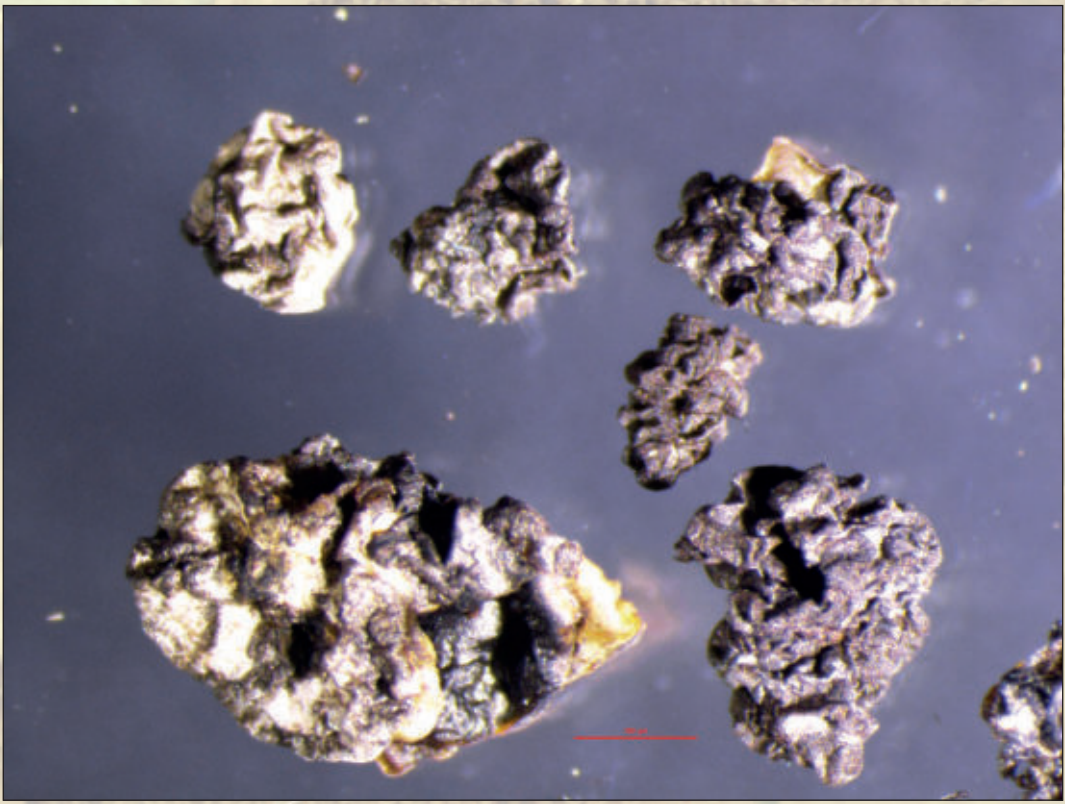
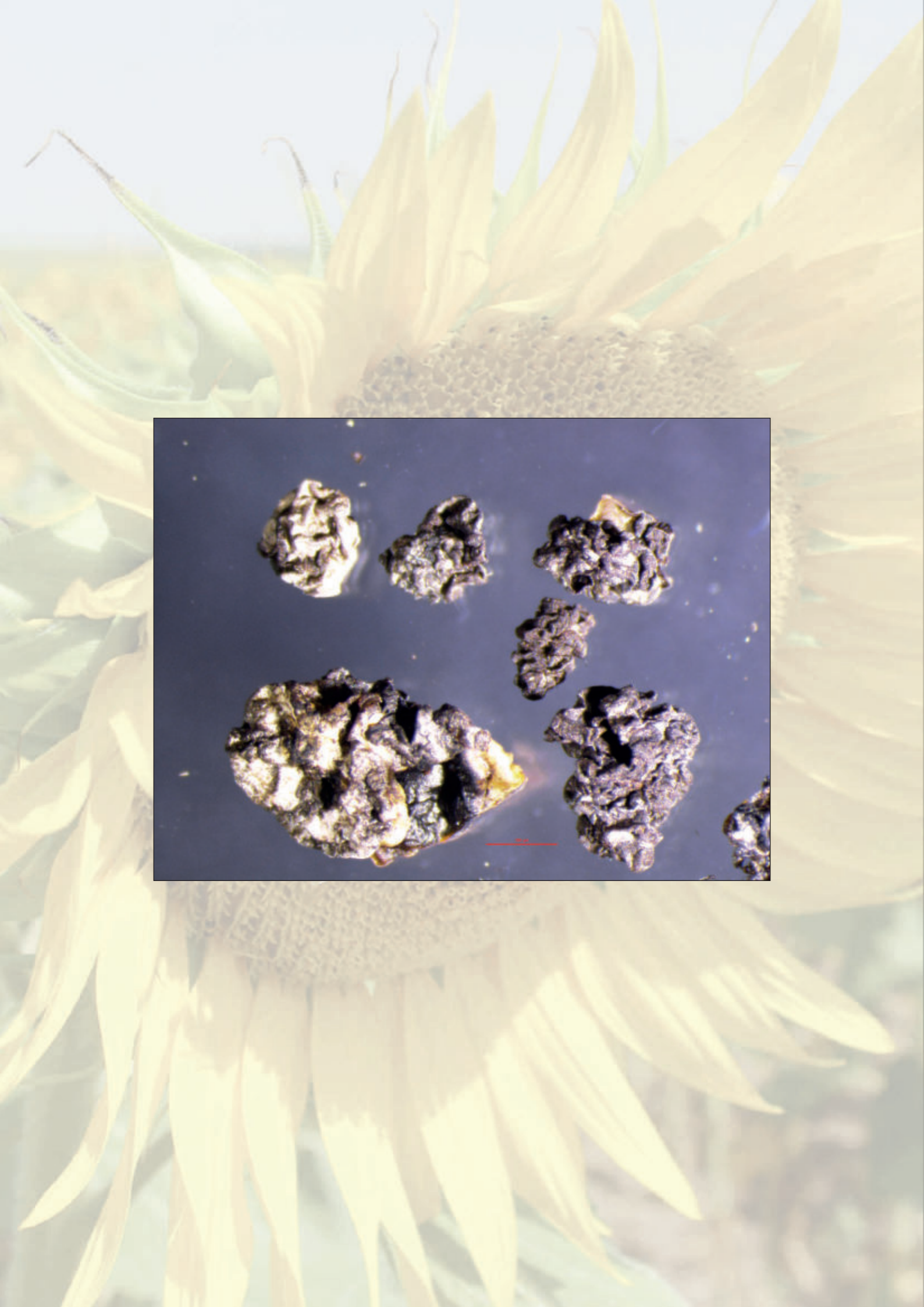
A new race of *Verticillium dahliae* causing leaf mottle of sunflower in Europe. R. García-Ruiz, A.B. García-Carneros and L. Molinero-Ruiz. 2014. Plant Disease 98 (10): 1435.

Éxitos pasados, situación actual y desafíos futuros en materia de enfermedades. F. Quiroz, A. Bertero, N. Huguet y A. Vázquez. 2014. 6^{to} Congreso Argentino de Girasol, Buenos Aires (Argentina). <http://www.asagir.org.ar/Congreso/1#>

Principales enfermedades que afectan al girasol en España. L. Molinero Ruiz. 2015. Agricultura 982: 222-226.

Verticillium dahliae patógeno del girasol: análisis genético y molecular. A. García-Carneros, R. García Ruiz y L. Molinero-Ruiz. 2015. Phytoma España 266: 40-46.

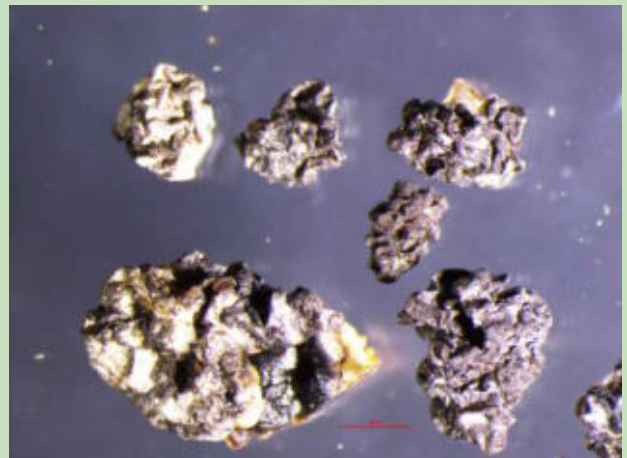




***Botrytis cinerea* Pers., teleomorfo *Botryotinia fuckeliana* (de Bary) Whetz. (PODREDUMBRE GRIS DEL CAPÍTULO)**



1. Síntomas en cártamo (familia asteráceas) similares a los presentes en girasol



2. Esclerocios de *Botrytis*

Fotografías: Leire Molinero Ruiz

Descripción

En girasol existen dos enfermedades que afectan directamente al capítulo: la podredumbre seca y la podredumbre gris. La podredumbre gris está causada por el hongo *Botrytis cinerea* Pers. [teleomorfo *Botryotinia fuckeliana* (de Bary) Whetz.], patógeno de muchos cultivos de mono y dicotiledóneas. La podredumbre gris ocurre en condiciones de tiempo prolongado fresco y muy húmedo, por lo que es frecuente en el girasol cultivado en países del centro de Europa. En España se observan infecciones esporádicas en el girasol de regadíos y zonas húmedas, principalmente en el centro y norte del país.

La enfermedad ocurre tras las infecciones de los botones florales o de los capítulos en desarrollo por conidias del hongo dispersadas por el viento, que puede transportarlas a larga distancia. Las conidias germinan con agua libre y temperaturas de 15-25°C, y su germinación es estimulada por exudados del polen.

Cuando la infección ocurre antes de floración pueden transcurrir hasta nueve semanas antes de que aparezcan los síntomas. Este periodo de latencia se reduce a cinco semanas cuando la infección de los capítulos ocurre después de floración. El hongo sobrevive durante varios meses en forma de conidias si las condiciones son secas, y durante varios años en forma de estructuras de supervivencia (esclerocios), que permanecen en el suelo o en restos vegetales entre campañas de cultivo.

Síntomas y daños

El síntoma característico de la enfermedad es la aparición de unas manchas de color marrón claro en el envés del capítulo, generalmente en la periferia cerca de las brácteas o centradas junto al pedúnculo, debidas a la infección del tejido vegetal por las conidias fúngicas. Cuando la humedad es alta y las temperaturas suaves (15-25°C), sobre las lesiones se forma un micelio gris, característico de *B. cinerea*, en el que suelen formarse nuevas conidias, las cuales jugarán un papel fundamental en la dispersión del patógeno.

La podredumbre blanda de los tejidos del capítulo va extendiéndose, pudiendo causar su completa desintegración. Al alcanzar la parte frontal del capítulo, el hongo coloniza los tejidos

florales y puede llegar a invadir las semillas en desarrollo. Las semillas infectadas y sembradas en campañas posteriores pueden morir antes o a los pocos días de emerger (damping-off) observándose en ellas el micelio gris característico del hongo.

En etapas cercanas a la cosecha pueden aparecer manchas grisáceas o marrones en los tallos, que inicialmente se desarrollan entre los nudos de las plantas y con el tiempo se extienden a lo largo del tallo. Si la cosecha es muy tardía, *B. cinerea* también formará esclerocios en estas zonas del tallo.

Cuando la infección ocurre en fases tempranas y el periodo de humedad elevada es prolongado, *B. cinerea* llega a formar esclerocios irregulares de 1-4 mm de tamaño y de color negro.

Las infecciones por *B. cinerea* en los capítulos son favorecidas por daños de insectos que se alimentan de ellos: larvas de polilla europea de girasol (*Homoeosoma nebulellum* Denis and Schiffermüller [Lepidoptera: Pyralidae]) y ninfas y/o adultos de chinche (*Lygus rugulipennis* [Hemiptera: Miridae]).

Cuando las infecciones por *B. cinerea* ocurren en la floración o en fases cercanas a ella, la podredumbre de capítulos y el efecto sobre la cantidad y calidad de la semilla producida pueden ser muy importantes. En momentos más próximos a la cosecha, la infección tiene menos efecto en el rendimiento, ya que el hongo queda restringido a los tejidos superficiales del capítulo. Entre floración y cosecha, las pérdidas directas por reducción de la cantidad de semillas producidas pueden ser muy altas cuando la enfermedad tiene lugar en el periodo de maduración, pero si ocurre concretamente en la fase de grano lechoso, la podredumbre gris también disminuye el rendimiento en aceite y altera la composición de éste en ácidos grasos. Como anécdota, cabe mencionar que las semillas infectadas por *B. cinerea* son muy inflamables, por lo que en ocasiones la enfermedad se relaciona con pequeños fuegos y explosiones en los secaderos.

Periodo crítico

Las condiciones óptimas para el desarrollo de *B. cinerea* son temperaturas suaves (15-25°C) y largos periodos de elevada humedad ambiental, por lo que cualquier periodo en el que se den estas condiciones en épocas cercanas o coincidentes con la floración puede ser crítico para el cultivo.

Estado más vulnerable del patógeno

El momento en el que el patógeno es más susceptible de control son los primeros días tras observar infecciones incipientes. En realidad, el hongo no es biológicamente más sensible a cualquier acción sobre él, sino que su grado de desarrollo, y por tanto la intensidad del ataque, en los lugares infectados es todavía bajo.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Es importante la inspección visual, especialmente con condiciones ambientales favorables para la enfermedad (humedad alta y temperatura de 15-25°C) y teniendo en cuenta que la infección se produce generalmente a través de las heridas (granizo, cicatriz de la flor, insectos...).

Medidas de prevención y/o culturales

La medida más eficaz es la siembra de híbridos resistentes a la podredumbre gris, aunque a pesar de ser resistentes, estos híbridos pueden desarrollar algunos síntomas.

Empleo de semilla certificada, libre del patógeno, pues este hongo se transmite por la semilla.

Evitar presencia de agua libre sobre el cultivo.

Vigilar fertilización nitrogenada.

Evitar densidades altas de siembra que comprometan la ventilación del cultivo.

Eliminar restos de cultivos infectados.

Umbral/momento de intervención

En momentos cercanos a la floración, que es cuando *B. cinerea* puede mermar más la cantidad de semilla producida, intervenir cuando la incidencia de plantas con síntomas sea alta y las condiciones favorables para la evolución de la enfermedad. Las infecciones en etapas más próximas a la maduración y cosecha tienen menos efecto en el rendimiento del cultivo. En cualquier caso, si ocurre podredumbre gris de los capítulos conviene cosechar el girasol lo antes posible una vez esté la semilla suficientemente madura.

Medidas alternativas al control químico

Además de los medios señalados en éste apartado, para minimizar el uso de los medios químicos, hay que considerar las medidas de prevención y/o culturales, pudiendo ser alternativas al control químico.

Medios biológicos

No se han descrito.

Medios biotecnológicos

El método más eficaz para controlar la podredumbre gris de los capítulos es la siembra de híbridos resistentes, sin olvidar que la resistencia a *B. cinerea* no es sinónimo de inmunidad o completa ausencia de síntomas. Generalmente, la resistencia de los híbridos de girasol corresponde en realidad a un aumento del periodo de latencia desde la infección de la planta hasta la aparición de síntomas en ella.

Medios físicos

No se han descrito.

Medios químicos

Debido al carácter cosmopolita de *B. cinerea*, a su capacidad de penetrar en la planta en muy poco tiempo (unas 8 horas) y al largo periodo de latencia hasta la aparición de síntomas, por lo general no se recomienda el control químico de este hongo.

En caso de ser necesario, se podrán utilizar, si existen, los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente, teniendo en cuenta que conseguir una aplicación homogénea en los capítulos resulta muy difícil. Consultar en la dirección web <http://www.mapama.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/productos-fitosanitarios/fitos.asp>.

Se utilizará el producto fitosanitario de más baja toxicidad de entre los autorizados para la misma enfermedad y cultivo.

Se asegurará dejar una banda de seguridad de 5 metros respecto de las masas de agua superficial (ríos, arroyos, lagos, lagunas, embalses, etc.) y de 50 metros respecto de puntos de extracción de agua para consumo humano.

Bibliografía

- Agrios, G.N. 1970. Plant Pathology (2nd edition). Academic Press Inc., New York NY, USA. 629 pp.
- Gulya, T.J., Rashid, K.Y. and S. Masirevic. 1997. Sunflower diseases. Pp. 263-379 in: Sunflower Technology and Production. A.A. Schneiter, ed. ASA, CSSA and SSSA, Madison WI, USA. 834 pp.
- <http://www.cetiom.fr>
- <http://www.mapama.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/productos-fitosanitarios/fitos.asp>
- Lamarque, 1985. Maladies et accidents culturaux du tournesol. Institut National de la Reserche Agronomique, Paris (France). 119 pp.
- Melero Vara, J.M. y L.C. Alonso. 1988. Las enfermedades del girasol. Pp. 15-126 en: Enfermedades y daños de herbicidas en el cultivo del girasol, Koipesol, ed. Artes Gráficas EMA, Madrid. 159 pp.

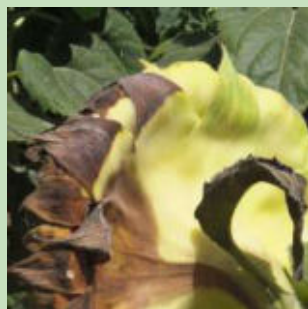




Rhizopus spp. (PODREDUMBRE SECA DEL CAPÍTULO)



1. Plantas de girasol afectadas por *Rhizopus*



2. Detalle de capítulo con necrosis causada por ataque inicial de *Rhizopus*



3. Detalle de micelio de *Rhizopus* desarrollándose en la parte posterior del capítulo



4. Aspecto del interior de un capítulo atacado por *Rhizopus*

Fotografías: Leire Molinero Ruiz

Descripción

La podredumbre seca del capítulo puede ser debida a varias especies de *Rhizopus* cuya diferenciación desde el punto de vista taxonómico no está clara, por lo que nos referiremos a *Rhizopus* spp. como agente causal de esta enfermedad. Estos hongos son cosmopolitas y pueden encontrarse en el suelo y en restos vegetales, así como infectando numerosas especies de plantas, cultivadas o no.

La infección de *Rhizopus* spp. en los capítulos de las plantas de girasol ocurre cuando se dan condiciones de elevada humedad y altas temperaturas (cerca de 30 °C) durante la floración y al inicio de la maduración. Estas condiciones son más habituales en primavera en Andalucía y después de tormentas de primavera o verano en otras zonas de España. Las esporas de *Rhizopus* spp. son dispersadas por el viento, las gotas de agua o los insectos. Las altas temperaturas necesarias para que ocurra la infección son el factor diferencial de esta podredumbre en comparación con la podredumbre gris originada por *Botrytis cinerea* (ver ficha específica de esta especie), que necesita de temperaturas más bajas y es mucho menos frecuente en los cultivos de girasol de España.

La infección por *Rhizopus* spp. ocurre siempre en los capítulos de las plantas. De hecho, la susceptibilidad del girasol a la enfermedad aumenta a lo largo de la formación y maduración de los capítulos, y es máxima cuando el grano está en fase lechosa.

El micelio de *Rhizopus* spp. no tiene capacidad de penetrar por sí mismo en los tejidos de los capítulos, sino que necesita de una vía de entrada abierta por lesiones o heridas causadas por granizo, pájaros, insectos, etc. Por ejemplo, las cavidades formadas por larvas de polilla del girasol (*Homoeosoma electellum* (Hulst) [Lepidoptera: Pyralidae]) o de *Heliothis* spp. cuando se alimentan en los capítulos, predisponen al girasol para la infección, pues son puntos de entrada del hongo. Más aún, se ha descrito que las esporas de *Rhizopus* spp. pueden ser ingeridas por larvas de *H. electellum* y mantener su viabilidad después de atravesar el tracto digestivo, por lo que el insecto puede transmitir el patógeno a otras plantas.

Síntomas y daños

Los síntomas de la enfermedad consisten en unas manchas de color castaño oscuro que aparecen generalmente en la parte alta del tallo, en la zona de transición con el capítulo. Suelen afectar inicialmente a un sector del capítulo y posteriormente se van agrandando hasta ocupar su totalidad. Los tejidos internos se secan progresivamente y adquieren un aspecto esponjoso. En el exterior de la lesión se observa un micelio de apariencia algodonosa con numerosos

puntos negros (esporangios o estructuras donde se forman las esporas fúngicas) que le confiere una coloración grisácea. Con tiempo muy caluroso y seco el capítulo puede llegar a secarse y momificarse por completo en 3-7 días.

Si bien la podredumbre seca del capítulo no suele causar daños importantes en nuestras condiciones de cultivo, en años favorables pueden observarse incidencias importantes en algunas zonas. En estos casos, las semillas de capítulos infectados tienen peso y contenido en aceite menores. La producción de semillas se puede reducir en un 20% y el contenido en aceite hasta en un 45%. Además, la cubierta de las semillas suele decolorarse y su contenido en ácidos grasos libres puede aumentar hasta en un 20%.

Periodo crítico para el cultivo

Mayor peligro cuando se dan condiciones cálidas y húmedas tras daños por granizo, pájaros o ataques previos de polillas en el capítulo.

El periodo crítico ocurre durante la formación y maduración de los capítulos. Máxima susceptibilidad en fase de grano lechoso.

Estado más vulnerable del patógeno

Los hongos del género *Rhizopus* no pueden penetrar por sí solos en los tejidos de girasol, sino que necesitan de heridas o lesiones causados por otros agentes. Un control eficaz de insectos y pájaros durante la maduración del cultivo dificultará la aparición de la enfermedad.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Prospección visual. Observación de heridas o lesiones en los capítulos.

Seguimiento de las variables climáticas de temperatura y lluvia.

Medidas de prevención y/o culturales

Dado el carácter ubicuo de *Rhizopus* spp., es imposible evitar la entrada de inóculo en la parcela limpia.

Uno de los medios más eficaces de control es mantener el campo lo más limpio posible de insectos, como larvas de lepidópteros, y tratar de evitar el daño por pájaros, para evitar que las heridas producidas por ambos en la planta faciliten la entrada al patógeno.

Otra opción de prevención es el uso de variedades con capítulo inclinado para minimizar los daños por pájaros.

También es importante controlar las plantas espontáneas y girasoles silvestres antes del cultivo, ya que pueden servir como reservorios de insectos y de *Rhizopus*.

Si el girasol se riega por aspersión, el movimiento o traslado de los elementos de riego por la parcela puede ocasionar heridas que sirvan de entrada a la enfermedad.

El manejo de las rotaciones no es efectivo en el control de la podredumbre seca, pues los cultivos susceptibles son muy numerosos.

Umbral/Momento de intervención

No existen medidas de control de esta enfermedad. Cualquier intervención debe tener carácter preventivo.

Medidas alternativas al control químico

Para minimizar el uso de los medios químicos, hay que considerar las medidas de prevención y/o culturales, pudiendo ser alternativas al control químico.

Medios biológicos

Por el momento no existen alternativas biológicas efectivas frente a *Rhizopus* spp. en girasol.

Medios biotecnológicos

Se han identificado diversas especies de *Helianthus* con resistencia genética a *Rhizopus* spp., pero dicha resistencia no ha llegado a incorporarse a las variedades comerciales.

Medios físicos

No se han descrito.

Medios químicos

No proceden.

Bibliografía

<http://www.cetiom.fr>

<http://www.apsnet.org/publications/commonnames/Pages/Sunflower.aspx>

<http://wiki.bugwood.org/uploads/Rhizopusheadrot-Sunflowers.pdf>

<http://www.ianrpubs.unl.edu/pages/publicationD.jsp?publicationId=682>

http://www.plantprotection.hu/modulok/spanyol/sunflower/rhizopus_sun.htm

Gulya, T.J., Rashid, K.Y. and S. Masirevic. 1997. Sunflower diseases. Pp. 263-379 in: Sunflower Technology and Production. A.A. Schneiter, ed. ASA, CSSA and SSSA, Madison WI, USA. 834 pp.

Lamarque, 1985. Maladies et accidents culturels du tournesol. Institut National de la Recherche Agronomique, Paris (France). 119 pp.

Melero Vara, J.M. y L.C. Alonso. 1988. Las enfermedades del girasol. Pp. 15-126 en: Enfermedades y daños de herbicidas en el cultivo del girasol, Koipesol, ed. Artes Gráficas EMA, Madrid. 159 pp.

Shtienberg D. 1997. Rhizopus head rot of confectionery sunflower: effects on yield quantity and quality and implications for disease management. Phytopathology 87 (12):1226-32.



PARÁSITOS VEGETALES

Orobanche cumana Wallr. (JOPO)



1. Inflorescencia de *O. cumana* nacida entre líneas del cultivo de girasol



2. En primer plano plantas de girasol afectadas por jopo



3. Jopo naciendo anclado a las raíces de una planta de girasol



4. Planta de girasol parasitada por *O. cumana*

Fotos: Rafael García Ruíz

Descripción

Orobanche cumana Wallr. o jopo es una planta con flores que necesita parasitar obligatoriamente al girasol, del que extrae agua y nutrientes minerales y orgánicos, pues carece de clorofila con la que realizar la fotosíntesis. Los ataques de jopo pueden poner en peligro la producción de semilla de girasol. En algunas zonas de Andalucía las pérdidas pueden suponer el total de la cosecha si no se siembran híbridos genéticamente resistentes a jopo.

El ciclo de vida de *O. cumana* se desarrolla la mayor parte del tiempo bajo tierra. La germinación de las semillas de la planta parásita tiene lugar en presencia del girasol, pues ocurre por efecto de sustancias estimulantes segregadas por las raíces de éste. La plántula de la parásita muere si en los primeros días no encuentra y parasita a la raíz del girasol. Entre las sustancias inductoras de la germinación del jopo se encuentran las hormonas llamadas eestrigolactonas, cuya producción parece aumentar en las plantas de girasol cuando hay déficit de fósforo en el suelo. Por esto, en algunas ocasiones se asocia un déficit de fósforo en el suelo con la estimulación de la germinación de las semillas de jopo.

Al emerger a la superficie *O. cumana* lo hace en forma de unos tallos sin hojas que darán lugar a las flores y éstas a unas minúsculas semillas. Cada individuo puede producir más de 500.000 semillas. Las semillas permanecen viables en el suelo hasta 20 años después de su formación, por lo que un campo infestado con jopo seguirá siendo susceptible a esta planta parásita durante un gran periodo de tiempo.

De forma natural el jopo está asociado a la hierba adventicia artemisia (*Artemisia* spp.), en cuyas raíces también puede establecerse.

Síntomas y daños

Tras la emergencia del suelo, los síntomas de la infección por jopo son evidentes por la aparición de unos tallos como “espárragos” en la base de las plantas de girasol parasitadas. La planta de *O. cumana* continúa su crecimiento y florece de forma casi simultánea al girasol. Es alrededor de la floración cuando la infección se hace más patente en el cultivo, observándose plantas de menos altura y con síntomas de marchitez.

Periodo crítico para el cultivo

Establecimiento del cultivo, desde la siembra y hasta 4-6 semanas más tarde. El jopo germina prácticamente a la vez que germina la planta de girasol.

Estado más vulnerable de la planta parásita

Antes del establecimiento del jopo en la parcela. La mejor estrategia de lucha contra el jopo es no tener que luchar contra él. Si la variedad no es resistente a la raza de jopo existente en la zona de cultivo, el jopo se instalará en el girasol.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Cuando el jopo aún se está desarrollando bajo el suelo la detección se hace por la presencia de plantas de girasol raquílicas sin causa aparente. La mejor forma de detectar el ataque en ese momento es arrancar las plantas con buen cepellón y ver si hay tallos de *O. cumana* asociados a las raíces.

Cuando los tallos de *O. cumana* emergen no existe lugar a dudas de la presencia de jopo. La emergencia del jopo visible fuera de tierra suele ocurrir cuando la planta de girasol está formando el botón floral.

Medidas de prevención y/o culturales

Se debe prevenir la entrada de las semillas de la planta parásita en parcelas que no hayan tenido historial de infecciones por jopo. Entre las medidas profilácticas para la entrada del jopo se pueden citar: el empleo de semillas certificadas libres de semilla de *O. cumana*, limpieza total de maquinaria (aperos, cosechadoras) que entre en parcelas que no hayan tenido nunca infección y evitar entrada de ganado que haya pastado en parcelas infestadas.

En plantas de girasol abundantemente fertilizadas y cultivadas en laboratorio se ha observado una menor infección por *O. cumana*, pero no existen datos sobre la influencia que pueden tener diferentes concentraciones de minerales, como nitrógeno, fósforo, potasio o silicio en la instalación y emergencia de la planta parásita en el cultivo en campo.

Respecto a la fecha de siembra, siembras tardías en Andalucía se asocian a ataques más leves de la planta parásita en el cultivo.

Umbral/Momento de intervención

Si no se ha logrado tener una adecuada profilaxis (evitar la entrada de semillas de *O. cumana* en la parcela) actuar tan pronto como se detecte la planta parásita destruyendo los tallos antes de que florezcan.

Medidas alternativas al control químico

Además de los medios señalados en este apartado, para minimizar el uso de los medios químicos, hay que considerar las medidas de prevención y/o culturales, pudiendo ser alternativas al control químico.

Medios biológicos

No se han descrito.

Medios biotecnológicos

El método tradicional de control del jopo es el cultivo de variedades de girasol con resistencia genética. Debido a que existen diversas razas de la planta parásita, la variedad resistente deberá serlo a aquella/s raza/s presente/s en la zona. Actualmente la raza predominante en España es la raza F. Las variedades de girasol que se comercializan suelen ser resistentes a la raza F e incluso a todas las razas, si bien no puede descartarse la aparición a medio plazo de nuevas razas más virulentas que superen la resistencia genética disponible en el momento de publicación de esta guía.

Medios físicos

Como en el caso de otras especies de *Orobanche* que afectan a hortalizas, la solarización bajo cubierta plástica transparente con el suelo húmedo, e incluso con una enmienda previa de compost de gallinaza, parece tener efecto supresor del banco de semillas de jopo en parcelas donde ha habido infecciones previas. Estas solarizaciones se deben realizar durante unos 60 días en los meses de más calor. Sin embargo, la solarización no es viable en las grandes extensiones de cultivo de girasol.

Medios químicos

La única alternativa eficaz para controlar el jopo del girasol por vía química es sembrar híbridos de girasol resistentes a herbicidas selectivos, principalmente de la familia de las imidazolinonas, y tratar foliarmente el cultivo empleando dichos herbicidas. Esta opción puede resultar muy efectiva y tiene baja toxicidad. El control químico de jopo de girasol mediante este método requiere especial cuidado al realizar los tratamientos (dosis y momento de aplicación), pero permite controlar el jopo en postemergencia independientemente de su raza, con la ventaja añadida del control simultáneo de un amplio espectro de adventicias en el cultivo.

Se podrán utilizar, en caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente. Se utilizará el producto fitosanitario de más baja toxicidad de entre los autorizados para la misma plaga y cultivo. Consultar en la dirección web <http://www.mapama.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/productos-fitosanitarios/fitos.asp>.

Se asegurará dejar una banda de seguridad de 5 metros respecto de las masas de agua superficial (ríos, arroyos, lagos, lagunas, embalses, etc.) y de 50 metros respecto de puntos de extracción de agua para consumo humano.

Bibliografía

Current situation of sunflower broomrape in Spain. L. Molinero-Ruiz, J. Domínguez. 2014. Pp. 19-27 in: Proc. Third Int. Symposium of *Orobanche* spp. of Sunflower. Ed. L. Velasco, International Sunflower Association. 3-6 June 2014, Córdoba (Spain).

Genetic resistance to sunflower broomrape (*Orobanche cumana* Wallr.). M. Pacureanu-Joita, B. Pérez-Vich. 2014. Pp. 147-155 in: Proc. Third Int. Symposium of *Orobanche* spp. of Sunflower. Ed. L. Velasco, International Sunflower Association. 3-6 June 2014, Córdoba (Spain).

Herbicide tolerance in sunflower as a tool for *Orobanche* control. M. Bulos, E. Altieri. 2014. Pp. 220-225 in: Proc. Third Int. Symposium of *Orobanche* spp. of Sunflower. Ed. L. Velasco, International Sunflower Association. 3-6 June 2014, Córdoba (Spain).

<http://www.aegirasol.org/index.php/es/2013-11-12-16-19-20/2013-11-12-10-45-19/ct-menu-item-25>

Management of *orobanche* in field crops- A review. S. Habimana, A. Nduwumuremyi, J. D. Chinama R. 2014. Journal of Soil Science and Plant Nutrition 14 (1): 43-62.

Mineral nutrient concentration influences sunflower infection by broomrape (*Orobanche cumana*). P. Labrousse, D. Delmail, M. C. Arnaud y otros. 2010. Botany, 88 (9): 839-849.

Principales enfermedades que afectan al girasol en España. L. Molinero Ruiz. 2015. Agricultura 982: 222-226

Using sowing date modification and genetic resistance to manage sunflower broomrape (*Orobanche cumana* Wallr.). B. Akhtouch, L. Molinero-Ruiz, J. Dominguez, J.M., Melero-Vara, J.M. Fernández-Martínez. 2013. Helia 36 (59): 17-34.

Strigolactones: Chemical Signals for Fungal Symbionts and Parasitic Weeds in Plant Roots. K. Akiyama, H. Hayashi. 2006. Annals of Botany 97 (6): 925-931

Strigolactones: ecological significance and use as a target for parasitic plant control. Juan A López-Ráez, L. Matusova, C. Cardoso y otros. 2008. Pest Management Science 64: 471-477.





FICHA PARA LA IDENTIFICACIÓN DE MALAS HIERBAS

DICOTILEDÓNEAS ANUALES



1. *Abutilon theophrasti* (Abutilón)



2. *Xanthium strumarium* (Bardana)



3. *Xanthium spinosum* (Amores)



4. *Amaranthus retroflexus* (Bledos)



5. *Chenopodium album* (Cenizo)



6. *Centaurea cyanus* (Centáurea)

DICOTILEDÓNEAS ANUALES



7. *Polygonum aviculare* (Cien nudos)



8. *Salsola kali* (Corremundos)



9. *Datura estramonium* (Higueritas)



10. *Euphorbia helioscopia* (Lechetrezna)



11. *Solanum nigrum* (Tomatito)



12. *Chrozophora tinctoria* (Tornasol)



13. *Portulaca oleracea* (Verdolaga)

DICOTILEDÓNEAS PLURIANUALES



14. *Cirsium arvense* (Cardo)



15. *Eryngium campestre* (Cardo corredor)

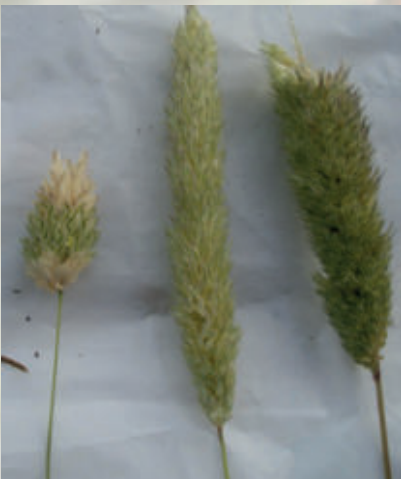


16. *Convolvulus arvensis* (Correhuela)



17. *Ecballium elaterium* (Pepinillo del diablo)

GRAMÍNEAS ANUALES



18. *Phalaris* spp. (Alpiste, Alpistera)



19. *Echinochloa crus-galli* (Miseriega)



20. *Digitaria sanguinalis* (Pata de gallina)

GRAMÍNEAS ANUALES



21. *Lolium rigidum* (Valllico)

GRAMÍNEAS PLURIANUALES



22. *Sorghum halepense* (Cañota)

CIPERÁCEAS



23. *Cyperus rotundus* (Juncia)

Fotos: Andreu Taberner Palou (1, 11, 19 y 22), Miguel del Corro Toro (2, 3, 6, 10, 14 y 21), INTIA (4, 18 y 23), Alicia Sastre García (5, 9 y 13), Leire Molinero Ruiz (7 y 16), Carlos Recio Rincón (8, 12, 15 y 17), Jordi Recasens Guinjoan (20)

Descripción

Las plantas que se encuentran presentes en los campos de cultivo se denominan plantas arvenses. Las malas hierbas, por su parte, son las plantas arvenses que se establecen en los cultivos de manera espontánea y, si se dan las condiciones apropiadas y alcanzan una densidad suficiente, pueden dar lugar a pérdidas en la cosecha.

Las plantas arvenses poseen cualidades beneficiosas que, por ignoradas, no son menos importantes: actúan como estabilizadores del suelo controlando la erosión, crean microclimas favorables para los microorganismos del suelo, suministran materia orgánica, constituyen hábitats adecuados de insectos o aves, algunas se pueden emplear para distintos usos (medicinal, consumo humano, forraje,...), etc.

La diversidad de especies arvenses puede reducir las poblaciones de las plagas. Al diversificar las plantas arvenses se influye en la densidad de los insectos permitiendo su equilibrio, lo que puede conllevar una mayor mortalidad sobre los insectos plaga.

Las malas hierbas son, después de las limitaciones ambientales, la causa principal de disminución en la productividad de nuestros cultivos. Producen pérdidas de cosecha que se pueden situar entre un 15 y un 90 %. Durante el crecimiento del cultivo y después de la cosecha, las malas hierbas pueden actuar como hospedadoras de las plagas y enfermedades que afectan a las plantas del cultivo. En el momento de la recolección o laboreo, la presencia de especies como *Convolvulus arvensis* (corregüela), puede causar problemas con la maquinaria agrícola. El valor de la cosecha obtenida puede verse afectado de forma importante si las semillas de las malas hierbas alcanzan ciertos niveles, haciendo que el producto obtenido tenga una humedad excesiva o en algunos casos, como en infestaciones de *Datura stramonium*, se detecte la presencia de compuestos tóxicos.

Ciclo vital

El conocimiento de los modos de vida de las malas hierbas es primordial para utilizar la estrategia de control más adecuada.

Las poblaciones de malas hierbas no sufren cambios importantes en su tamaño a corto plazo, no desaparecen bruscamente, ni tampoco llegan a constituir una epidemia de forma rápida, sino que son más o menos estables si las condiciones agrícolas son similares.

Las causas del éxito de las malas hierbas y el origen de las grandes dificultades para su control, es su capacidad de persistencia una vez establecidas. Esta capacidad viene dada por los siguientes atributos:

1. Su elevada capacidad de reproducción. Especies como *Amaranthus* sp. pueden producir más de 100.000 semillas por planta y año en condiciones ambientales favorables.
2. Viabilidad. Las semillas pueden permanecer viables en el suelo durante muchos años. Así, numerosas especies poseen semillas que se mantienen en dormición durante más de diez años. La elevada longevidad de las semillas y la extraordinaria capacidad reproductiva conllevan la presencia de grandes reservas de semillas en los suelos agrícolas.
3. Las semillas de la mayor parte de las especies de malas hierbas, presentan una germinación escalonada a lo largo del año y durante varios años. Esta característica, les permite evitar riesgos y persistir a pesar de la destrucción ocasional de sus poblaciones.
4. Se caracterizan por poseer una extraordinaria plasticidad lo que les confiere la capacidad de adaptarse a condiciones adversas y de completar su ciclo vital y producir semillas o propágulos en una extraordinaria gama de condiciones ambientales. Además poseen una gran flexibilidad y tolerancia para adaptarse a nuevas condiciones.

Las interacciones entre las prácticas agrícolas, las características del suelo y factores como la frecuencia del laboreo, la siega o el pastoreo constituyen elementos esenciales para comprender la variabilidad en la composición florística de las comunidades de malas hierbas. El conjunto de malas hierbas puede cambiar especialmente con cambios en las prácticas agrícolas. Así, las variedades cultivadas que tengan un crecimiento más rápido en los estados iniciales serán mejores competidoras con las malas hierbas. La competencia variará dependiendo de las especies, densidades, cultivos, sistemas de manejo y factores ambientales.

Malas hierbas anuales

Son plantas que completan su ciclo vital en un año o menos. Dentro de este grupo podemos distinguir las de invierno y las de verano con relación al momento de la germinación, la maduración y la senescencia. Las de ciclo invernal generalmente germinan en otoño o invierno, crecen a lo largo de la primavera y fructifican y mueren a principios de verano, por lo que no influyen en el cultivo del girasol. Las de verano, germinan en primavera, crecen hasta el verano, se reproducen en otoño y mueren antes del invierno (*Chenopodium álbum*, *Amaranthus* sp.), sin embargo, en climas moderados, las anuales de invierno pueden germinar a finales del verano u otoño y el ciclo vital de las anuales de verano puede prolongarse durante el invierno.

Malas hierbas bianuales

Viven más de un año y menos de dos. Se caracterizan por permanecer el primer año en el estadio de roseta. Tras ese período desarrollan tallos aéreos, florecen, fructifican y mueren. Hay pocas especies que sean bianuales, sin embargo, algunas anuales se comportan como bianuales bajo determinadas condiciones ambientales y, a la vez, diversas bianuales se pueden comportar como plurianuales de vida corta.

Malas hierbas plurianuales

Viven más de dos años y se reproducen en diversas ocasiones antes de morir. Se caracterizan por la capacidad de rebrotar cada año a partir de las estructuras subterráneas. Dentro de las plantas plurianuales podemos distinguir las que se reproducen casi exclusivamente

por semillas, las que poseen mecanismos de multiplicación vegetativa mediante rizomas (*Sorghum halepense*), tubérculos (*Cyperus rotundus*), estolones, bulbos y raíces (*Cirsium arvense*) y las leñosas que poseen tallos aéreos con crecimiento secundario.

Parásitos vegetales.

Son especies que viven a expensas de otras plantas y obtienen sus nutrientes a partir de ellas. Las parásitas suelen tener el ciclo vital perfectamente sincronizado con el de la planta huésped. Dentro de estas especies destaca por su importancia económica en el cultivo del girasol la especie *Orobanche cumana* (jopo) (ver ficha específica).

Entre las malas hierbas del cultivo del girasol podemos destacar:

Dicotiledóneas:

Anuales

Abutilon theophrasti Med. (Abutilon)

Xanthium strumarium L.), Amores (*X. spinosum* L. (Bardana, cadillo)

Amaranthus retroflexus L. (Bledos, Mocopavos)

Chenopodium album L. (Cenizo)

Centaurea cyanus L. (Centaurea)

Polygonum aviculare L. (Cien nudos)

Salsola kali L. (Corremundos)

Datura stramonium L. (Higueritas, Estramonio)

Euphorbia helioscopia L. (Lechetrezna)

Solanum nigrum L. (Tomatito)

Chrozophora tinctoria (L.) Raf. (Tornasol)

Portulaca oleracea L. (Verdolaga)

Plurianuales

Cirsium arvense (L.) Scop. (Cardo)

Eryngium campestre L. (Cardo corredor)

Convolvulus arvensis L. (Correhuela)

Ecballium elaterium (L.) A. Rich. (Pepinillo del diablo)

Gramíneas:

Anuales

Phalaris spp. (Alpiste, Alpistera)

Echinochloa crus-galli (L.) Bauv. (Miseriega)

Digitaria sanguinalis (L.) Scop. (Pata de gallina)

Lolium rigidum Gaud. (Valllico)

Plurianuales

Sorghum halepense (L.) Pers. (Cañota)

Ciperáceas:

Cyperus rotundus L. (Juncia, castañuela)

Síntomas y daños sobre el cultivo

Entre los efectos negativos durante ciertos periodos del cultivo podemos destacar la competencia por el espacio, nutrientes y por el agua, la contaminación de la cosecha con semillas no deseadas (esto se puede mitigar con la limpia de la semilla) y el hecho de dificultar las tareas de siega.

Periodo crítico para el cultivo

Se define como el espacio de tiempo en el que su presencia implica una pérdida medible del rendimiento y nos señala el mejor momento para la escarda.

Durante las dos primeras semanas de cultivo del girasol éste se desarrolla de manera lenta, lo que puede dar lugar a que no presente competencia con las hierbas que están emergiendo junto a él, pudiendo dar lugar a pérdidas en la producción.

Los girasoles compiten bien con las plantas de malas hierbas a partir de la tercera semana de cultivo. Por lo tanto es muy importante controlar su desarrollo al inicio del cultivo junto al girasol.

Estado más vulnerable de las malas hierbas

El periodo de tiempo en que son más vulnerables a cualquier método de control es el que discurre desde la emergencia o primeros estadios de desarrollo hasta la aparición de las primeras hojas verdaderas.

En todo caso siempre hay que evitar que lleguen al estadio de la producción de semillas ya que esto complicaría el problema al año siguiente.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Observación visual de la parcela, realizando un recorrido homogéneo pudiendo servir como referencia una figura en zigzag, en W o en 8, para estimar la densidad de la mala hierba.

Las plantas de malezas que emergen antes o justo después de la emergencia del girasol, son las que pueden plantear más problemas de control.

Umbral/Momento de intervención

El control de las malas hierbas no debe consistir en erradicarlas sistemáticamente, sino en mantener siempre las poblaciones en densidades aceptables económicamente.

Se estima que su densidad empieza a ser importante a partir de 5 plantas por metro cuadrado o cuando ocupen una cobertura de un 2% de la superficie. Estos datos son orientativos y deben adaptarse a cada situación del cultivo y método de control empleado.

Es complejo determinar la densidad de mala hierba que indica que es necesaria una actuación, ya que depende de varios factores como calidad de los suelos, si se trata de secano o regadío, pendiente, densidad etc., por ello, en cada parcela se determinará la densidad a partir de la cual se deberá actuar.

En general, el momento de mayor sensibilidad de la mala hierba se produce en los primeros estadios de su desarrollo.

Actuar siempre antes de su floración para evitar la producción de una gran cantidad de semillas lo que complicaría el problema al año siguiente.

Se recomienda evitar las aplicaciones de herbicida durante las épocas de cría de aves que nidifiquen en la zona.

Medidas de prevención y/o alternativas al control químico

Evitar el transporte y la entrada de semillas o partes de plantas de malas hierbas en la parcela a través de maquinaria el agua de riego, el ganado o los estiércoles.

La rotación y diversificación de los cultivos constituye una herramienta eficaz. El control de malas hierbas con un buen barbecho también puede ser una alternativa razonable, las "falsas siembras" son una alternativa para hacer germinar las semillas de especies no deseadas y luego eliminarlas con una labor superficial antes de sembrar definitivamente el girasol.

Labores de cultivador previas a la siembra para eliminar las poblaciones de hierbas emergidas en otoño y principios de primavera.

Emplear semillas lo más limpias posible y sembrar en campos con historial libre de malas hierbas.

Las siembras con la capa superficial del suelo seca y cálida y la capa inferior húmeda aseguran un rápido desarrollo del girasol y retrasan la germinación de malas hierbas.

Los híbridos de desarrollo rápido tienen una mejor competencia con la mala hierba.

Una fertilización adecuada puede ayudar al girasol a desarrollar un crecimiento óptimo.

Durante el crecimiento del cultivo y para el control entre líneas, pases de cultivador antes de que el girasol alcance las 6 hojas. También pases de rastra de púas por toda la superficie del cultivo cuando esté bien arraigado (20 cm de altura del girasol o 4 hojas). También escardadores de torsión o varillas flexibles. El uso de cultivadores de cola de golondrina favorecerá además el aporcado del suelo contra las plantas.

Se trata de lograr un control racional de las malas hierbas. Así, puede darse el caso de que permitiendo la presencia de especies que son menos agresivas para el cultivo puedan evitar la instalación de otras que sí lo serían o que sean más difíciles de controlar.

Medios químicos

Realizar los tratamientos en los primeros estadios de desarrollo buscando con ello actuar en los momentos en que la mala hierba es lo más sensible posible.

Tratar de evitar la aparición de resistencia a herbicidas, para ello diversificar al máximo los medios de control utilizados, alternar herbicidas con distintos modos de acción y aplicar los principios de gestión de poblaciones resistentes. El empleo indiscriminado y reiterado de herbicidas puede provocar que las comunidades de flora presentes en el campo cambien en su composición y queden formadas por un conjunto de plantas que sean muy generalistas y difíciles de controlar.

El empleo de herbicidas persistentes en el cultivo previo al girasol puede afectar negativamente a su nascencia y/o desarrollo, por lo que se deberá tener en cuenta el producto a aplicar en una parcela en la que después se cultivara girasol. También debe tenerse en cuenta el producto que se haya aplicado en el cultivo anterior en la parcela que se quiera cultivar girasol.

Ciertas variedades de girasol son insensibles a herbicidas inhibidores del enzima ALS. Se están desarrollando programas de manejo específicos para el control de malas hierbas en girasol con estos principios activos.

Factores como el contenido en materia orgánica, textura del suelo, capacidad de intercambio catiónico (CIC), y pH pueden hacer que los herbicidas resulten perjudiciales para el propio cultivo o para los siguientes en la alternativas. Algunos herbicidas de preemergencia pueden resultar tóxicos para la especie si la semilla no está bien enterrada. Ciertos herbicidas necesitan de surfactantes y una aplicación de nitrógeno foliar para funcionar adecuadamente, hay que leer atentamente las instrucciones de las etiquetas.

Se podrán utilizar los productos fitosanitarios autorizados en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente, a consultar en la dirección web: <http://www.mapama.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/productos-fitosanitarios/fitos.asp>

Se debe evaluar la compatibilidad del herbicida, tanto con el cultivo de girasol como con los cultivos posteriores que se pretendan instalar en esa parcela.

Se asegurará dejar una banda de seguridad de 5 metros respecto de las masas de agua superficial (ríos, arroyos, lagos, lagunas, embalses, etc.) y de 50 metros respecto de puntos de extracción de agua para consumo humano.

Bibliografía

Agricultura ecológica en secano. Soluciones sostenibles en ambientes mediterráneos. Coords. R. Meco y otros. Mº de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino - JCCM - SEAE. Ed. Mundiprensa. 2011.

Artículos divulgativos de manejo de herbicidas

<http://intiasa.es/servagri.htm>

Control integrado de las Malas Hierbas. Buenas Prácticas Agrícolas., Eds. C. Fernández-Quintanilla y otros., PHYTOMA-España.1999.

Documentación sobre control de malas hierbas, artículos y presentaciones de C. Lacasta, R. Meco y otros autores

www.cultivos-tradicionales.info

González, R. y Martín, J.M. 2009. Malas hierbas en cultivos de Castilla la Mancha. Biología y métodos no químicos para su control. Editado por CSIC y Junta de Castilla la Mancha.

Herbario de Malas Hierbas, Universidad de Córdoba:

<http://www.ias.csic.es/jandujar/herbario/index.html>

Herbario de Malas Hierbas, Universitat de Lleida:

<http://www.malesherbes.udl.cat/web-c.htm>

Herbario de Malas Hierbas, Universidad Pública de Navarra:

http://www.unavarra.es/servicio/herbario/htm/familias_lista.htm

High Plains Sunflower Production Handbook. Kansas State University. 2009.

Hojas Divulgadoras de Sanidad Vegetal, disponibles en el MAPAMA, Plataforma del conocimiento para el medio rural y pesquero:

http://www.mapama.gob.es/es/ministerio/servicios/informacion/plataforma-de-conocimiento-para-el-medio-rural-y-pesquero/biblioteca-virtual/articulos-de-revistas/art_lista.asp?ano=&titulo=&autor=&revista=FSV&tipo=&materia=&texto_libre=&page=1

<http://www.cetiom.fr/tournesol/cultiver-du-tournesol/desherbage/lutte-agronomique/>

Las especies de malas hierbas más comunes de Valladolid. Valentín Tudela Calvo:

<http://lan.inea.org:8010/web/materiales/malasHierbas.pdf>

Plantulario de Malherbología, Universidad de Sevilla:

<http://www.personal.us.es/urbano/Malherbo1.htm>

Recasens J. y Conesa J.A. (2009) Malas hierbas en plántula. Guía de identificación. Ed. Bayer CropScience y Universitat de Lleida.

Sobre la gestión de poblaciones de malas hierbas resistentes a los herbicidas puede consultarse la siguiente página web de la Sociedad Española de Malherbología

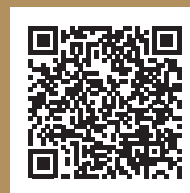
http://www.semh.net/resistencia_herbicidas.html

Villarias J.L. (1997) Atlas de Malas Hierbas. Ed. Mundi Prensa.

www.cultivos-tradicionales.info (diversa documentación sobre control de malas hierbas, artículos y presentaciones de C. Lacasta, R. Meco y otros autores)







GOBIERNO
DE ESPAÑA

MINISTERIO
DE AGRICULTURA Y PESCA,
ALIMENTACIÓN Y MEDIO AMBIENTE

CENTRO DE PUBLICACIONES
Paseo de la Infanta Isabel, 1 - 28014 Madrid