

GUÍA DE GESTIÓN INTEGRADA DE PLAGAS LEGUMINOSAS



GOBIERNO
DE ESPAÑA

MINISTERIO
DE AGRICULTURA, PESCA
Y ALIMENTACIÓN

LEGUMINOSAS

GARBANZO, GUISANTE, HABA, JUDÍA, LENTEJA, SOJA, VEZA Y YERO (Otras: alholva, almorta, altramuz, alverjón, algarroba y titarro)

GUÍA DE GESTIÓN INTEGRADA DE PLAGAS



Madrid, 2021

AGRADECIMIENTOS

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

Coordinadores

Ángel Martín Gil
S. G. de Sanidad e Higiene Vegetal y Forestal
Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación (MAPA)

M^a Piedad Campelo Rodríguez
Departamento de Ingeniería y Ciencias Agrarias
Universidad de León

Carlos Recio Rincón
Consejería de Agricultura, Medio Ambiente y Desarrollo Rural
Dirección Provincial de Ciudad Real. (JCCM)

Colaboradores

Entomología y patología

Ana J. González Fernández
Servicio Regional de Investigación y Desarrollo
Agroalimentario (SERIDA)
Gobierno del Principado de Asturias

Alicia Lorenzana de la Varga
Departamento de Ingeniería y Ciencias Agrarias
Universidad de León

Eva María Gómez-Bernardo Villar
Departamento de Ingeniería y Ciencias Agrarias
Universidad de León

Constantino Caminero Saldaña
Instituto Tecnológico Agrario de Castilla y León (ITACyL)
Junta de Castilla y León

María Carmen García Ariza
Instituto Tecnológico Agrario de Castilla y León (ITACyL)
Junta de Castilla y León

María Fe Marcos Fernández
Laboratorio de Diagnóstico de Plagas y Enfermedades Vegetales
Universidad de León

Salvador Nadal Moyano
Instituto Andaluz de Investigación y Formación Agraria
Junta de Andalucía

Sara Mayo Prieto
Laboratorio de Diagnóstico de Plagas y Enfermedades Vegetales
Universidad de León

Malherbología

Ana Isabel Marí León
Centro de Investigación y Tecnología Agroalimentaria de
Aragón - Centro de Sanidad y Certificación Vegetal

Andreu Taberner Palou
Servicio de Sanidad Vegetal y Universidad de Lleida
Generalitat de Catalunya

Bonifacio Reinoso Sánchez
Departamento de Ingeniería y Ciencias Agrarias
Universidad de León

General

Alicia López Leal
S. G. de Residuos
Min. para la Transición Ecológica y el Reto Demográfico (MITECO)

Alicia Sastre García
Gerencia de Sanidad, Seguridad Alimentaria y Salud Pública
Tecnologías y Servicios Agrarios (TRAGSATEC)

Carlos Romero Cuadrado
S.G. de Sanidad e Higiene Vegetal y Forestal
Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación (MAPA)

Joaquín Rodríguez Mena
Gerencia de Sanidad, Seguridad Alimentaria y Salud Pública
Tecnologías y Servicios Agrarios (TRAGSATEC)

María Jesús Arévalo Jiménez
S.G. de Sanidad e Higiene Vegetal y Forestal
Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación (MAPA)

Ricardo Gómez Calmaestra
S.G. de Biodiversidad y Medio Natural
Min. para la Transición Ecológica y el Reto Demográfico (MITECO)

Fotografías Generales: Gloria Arribas Carrasco (Portada y Capítulo 4), Bonifacio Reinoso Sánchez (Portadilla, Índice [Pág. 4], Capítulos 1, 2, 3 y 6, Anexo I, II y III [Pág. 214]), Carlos Recio Rincón (Capítulo 5 y Anexo III [Pág. 215])



MINISTERIO
DE AGRICULTURA, PESCA
Y ALIMENTACIÓN

Edita:

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

Diseño y maquetación: S.G. de Sanidad e Higiene Vegetal y Forestal (MAPA)

Impresión y encuadernación: Kenaf, S.L.

NIPO: 003-21-039-3 (papel)
NIPO: 003-21-040-6 (línea)
ISBN: 978-84-491-1574-5
Depósito Legal: M-5279-2021

Catálogo de Publicaciones de la Administración General del Estado:
<https://cpage.mpr.gob.es/>

Distribución y venta:

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

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

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.....	45
ANEXO II. Especies empleadas para la definición de las Zonas de Protección	49
ANEXO III. Fichas de plagas	53



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.

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 (bajo riesgo) y zonas de protección (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 III. 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, deberán tenerse en cuenta las siguientes consideraciones generales:

1. En el control de plagas 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 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 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, evitando el viento en exceso para reducir el riesgo de deriva, las temperaturas elevadas que incrementan la evaporación de las gotas y los días con riesgo de lluvia, que podría lavar el producto.

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, Pesca y Alimentación (<https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/productos-fitosanitarios/fitos.asp>), y aprobados expresamente para el cultivo en que se apliquen.

5. La aplicación de productos químicos se efectuara de acuerdo con sistemas de predicción y evaluación de riesgos, mediante las dosis, volúmenes de caldo, número, momento de aplicación y usos autorizados, tal y como se refleja en las indicaciones de la etiqueta, 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 cursos 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
GESTIÓN INTEGRADA DE PLAGAS***





Principios para la aplicación de la Gestión Integrada de Plagas

De acuerdo con el anexo I del Real Decreto 1311/2012, los principios generales para la Gestión Integrada de Plagas, 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, o 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 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 ellas.
- 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 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***

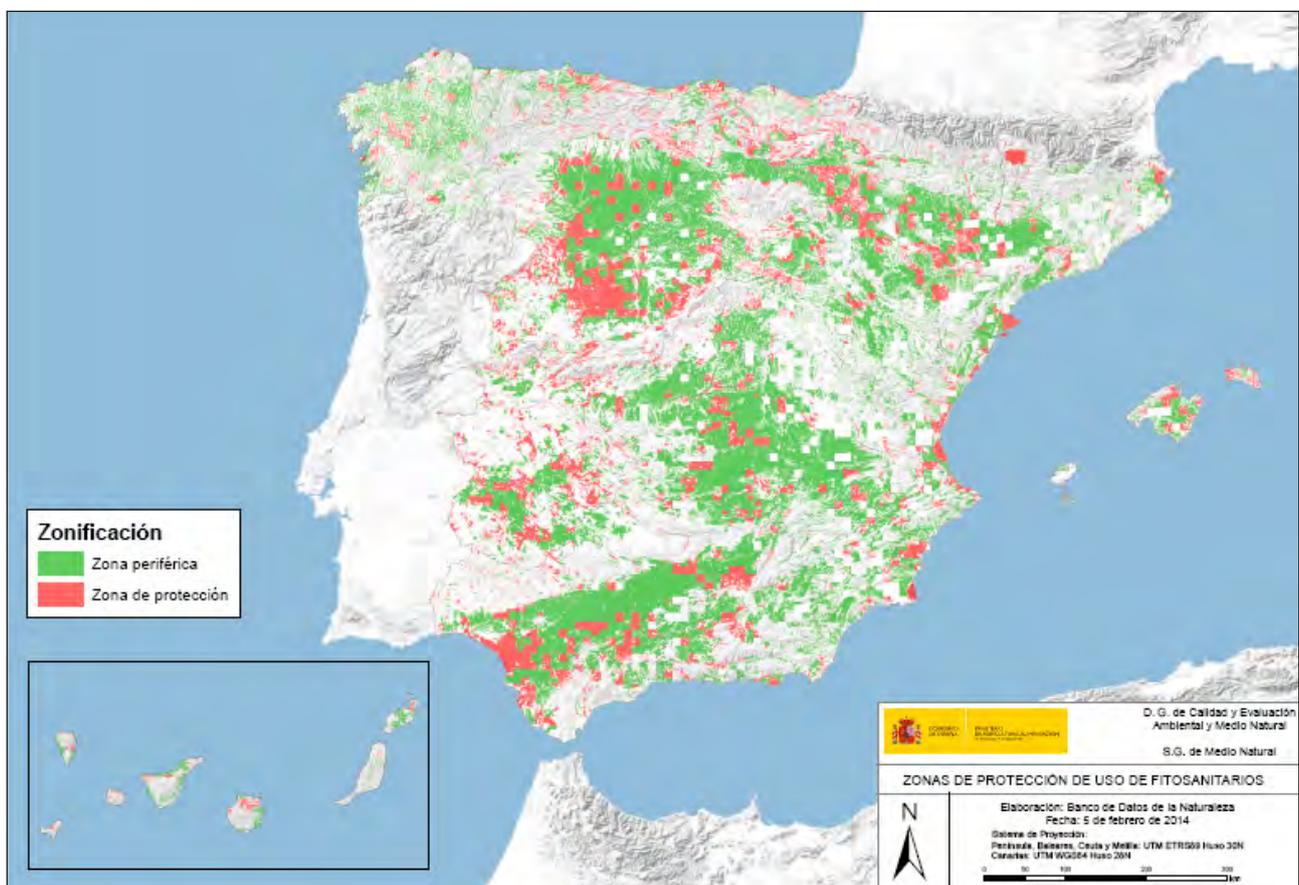




Medidas específicas para zonas de protección

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 grandes 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/fega/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 es 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.

LISTADO DE PLAGAS



ARTRÓPODOS

ARAÑA ROJA: <i>Tetranychus urticae</i> Koch	27	55
GORGOJOS: <i>Acanthoscelides obtectus</i> (Say), <i>Bruchus</i> spp., <i>Callosobruchus ornatus</i> (Boheman)	27	59
LEPIDÓPTEROS DEFOLIADORES: <i>Autographa gamma</i> (Linnaeus), <i>Chrysodeixis chalcites</i> (Esper), <i>Helicoverpa armigera</i> (Hübner), <i>Spodoptera exigua</i> (Hübner) y <i>S. littoralis</i> (Boisduval)	28	65
MOSCA DE LA SIEMBRA: <i>Delia platura</i> (Meigen)	28	71
MOSCAS BLANCAS: <i>Bemisia tabaci</i> (Gennadius) y <i>Trialeurodes vaporariorum</i> (Westwood)	29	75
MOSCAS MINADORAS: <i>Liriomyza trifolii</i> (Burgess), <i>L. huidobrensis</i> (Blanchard), <i>L. cicerina</i> (Rondani)	29	81
POLLILLA DEL GUISANTE: <i>Cydia nigricana</i> (Fabricius)	30	87
PULGONES: <i>Acyrtosiphon pisum</i> Harris, <i>Aphis</i> spp. y <i>Myzus persicae</i> (Sulzer)	30	93
SITONA: <i>Sitona lineatus</i> (Linnaeus)	31	99
TRIPS OCCIDENTAL DE LAS FLORES: <i>Frankliniella occidentalis</i> (Pergande)	31	105

ENFERMEDADES

NEMATODO DE LOS NÓDULOS O AGALLAS DE LAS RAÍCES: <i>Meloidogyne</i> spp.	32	111
ANTRACNOSIS DE LA JUDÍA: <i>Colletotrichum lindemuthianum</i> (Sacc. & Magn.) Scrib.....	32	117
FUSARIOSIS RADICULAR: <i>Haemanectria haematococca</i> (Berk. & Broome) Samuels & Nirenberg [anamorfo: <i>Fusarium solani</i> (Martius) Apple & Wollenweber emend. Snyder & Hansen]	33	123
FUSARIOSIS VASCULAR DE LA JUDÍA Y EL GUISANTE: <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>phaseoli</i> Kendr. & Snyder	33	123
FUSARIOSIS VASCULAR DEL GARBANZO: <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>ciceris</i> (Padwick) Matuo & Sao	33	123
MANCHA ANGULAR DE LA JUDÍA: <i>Pseudocercospora griseola</i> (Sacc.) Crous & U. Braun	33	129
MANCHA DE CHOCOLATE O GEÑA DE LAS HABAS: <i>Botrytis fabae</i> Sardiña	34	135
MILDIU DE LA JUDÍA: <i>Phytophthora phaseoli</i> Thaxter	35	141
MILDIU DE LA SOJA: <i>Peronospora manshurica</i> (Naum.) Syd. ex Gäum.	35	141
MILDIU DEL GUISANTE: <i>Peronospora viciae</i> (Berk.) Caspary	35	141
NECROSIS DE TALLOS, VAINAS Y HOJAS DE LA JUDÍA: <i>Ascochyta boltshauseri</i> Sacc. y <i>Phoma exigua</i> var. <i>exigua</i> Malc. & E.G. Gray	33	129
OÍDIO: <i>Erysiphe</i> spp. y <i>Leveillula taurica</i> (Lev.) Arnould	35	147
PITIOSIS: <i>Pythium</i> spp.	36	151
PODREDUMBRE BLANCA O MAL DEL ESCLEROCIO: <i>Sclerotinia sclerotiorum</i> (Lib.) de Bary	37	157
PODREDUMBRE GRIS: <i>Botryotinia fuckeliana</i> (De Bary) [anamorfo: <i>Botrytis cinerea</i> Pers.]	34	135
RABIA DE LA LENTEJA: <i>Didymella lentis</i> Kaiser, Wang & Rogers [anamorfo: <i>Ascochyta lentis</i> Vassilievsky]	38	163
RABIA DEL GARBANZO: <i>Mycosphaerella rabiei</i> Kovachevskii [anamorfo: <i>Ascochyta rabiei</i> (Pass.) Labrousse]	38	163
RABIA DEL GUISANTE: <i>Ascochyta pisi</i> Lib.	38	163
RABIA DEL HABA: <i>Didymella fabae</i> Jellis & Punith [anamorfo: <i>Ascochyta fabae</i> Speg]	38	163
RIZOCTONIOSIS: <i>Thanatephorus cucumeris</i> (Frank) Donk [anamorfo: <i>Rhizoctonia solani</i> Kühn]	38	169

ROYA DE LA JUDÍA: <i>Uromyces appendiculatus</i> (Pers.) Unger.....	39	175
ROYA DEL GARBANZO: <i>Uromyces ciceris-arietini</i> Jacz.....	39	175
ROYA DEL HABA: <i>Uromyces viciae-fabae</i> (Pers.) Schröt.....	39	175
GRASA DE LA JUDÍA: <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>phaseolicola</i> (Burkholder) Young et al.	39	181
GRASA DEL GUISANTE: <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>pisi</i> (Sackett) Young et al.	39	181
MANCHA PARDA: <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>syringae</i> van Hall.....	40	187
MARCHITEZ BACTERIANA: <i>Curtobacterium flaccumfaciens</i> pv. <i>flaccumfaciens</i> (Hedges) Collins y Jones	40	187
PODREDUMBRE BLANDA: <i>Pectobacterium carotovorum</i> subsp. <i>carotovorum</i> (Jones) Hauven .	40	187
QUEMA BACTERIANA: <i>Pseudomonas viridiflava</i> (Burkholder) Dowson, <i>Xanthomonas axonopodis</i> pv. <i>phaseoli</i> (Smith) Vauterin et al.	40	187
OTRAS BACTERIOSIS.....	40	187
VIRUS DEL MOSAICO COMÚN DE LA JUDÍA: <i>Bean common mosaic virus</i> [BCMV].....	41	195
VIRUS DEL MOSAICO NECRÓTICO DE LA JUDÍA: <i>Bean common mosaic necrosis virus</i> [BCMNV]	41	195
OTRAS VIROSIS.....	41	201

PARASITOS VEGETALES

JOPO: <i>Orobanche crenata</i> Forsk.....	42	207
---	----	-----

RESUMEN DE LOS PRINCIPALES SÍNTOMAS Y DAÑOS OBSERVABLES (POR ÓRGANOS) EN LEGUMINOSAS.....

212

MALAS HIERBAS

Gestión integrada de malas hierbas en leguminosas	43	214
--	----	-----

Dicotiledóneas anuales: <i>Abutilon theophrasti</i> Medik (ABUTILÓN), <i>Amaranthus</i> spp. (BLEDO), <i>Anacyclus clavatus</i> (Desf.) Pers. (PANICOSTO, MARGARITA SILVESTRE), <i>Atriplex patula</i> L. (ARMUELLE SILVESTRE), <i>Capsella bursa-pastoris</i> (L.) Medicus (BOLSA DE PASTOR), <i>Chenopodium</i> spp. (CENIZO), <i>Cuscuta</i> spp. (CUSCUTA), <i>Datura stramonium</i> L. (ESTRAMONIO, HIGUERA DEL INFIERNO), <i>Fumaria</i> spp. (PALOMILLA, CONEJILLOS), <i>Galinsoga parviflora</i> (Rafin.) S.F. Blake. (GALINSOGA, MODERNA, SOLDADITO GALANTE), <i>Galium</i> spp. (AMOR DEL HORTELANO, LAPA), <i>Lactuca serriola</i> L. (LECHUGA SILVESTRE), <i>Papaver</i> spp. (AMAPOLA, ABABOL), <i>Rapistrum rugosum</i> L. Bergeret. (JARAMAGO), <i>Salsola kali</i> L. (CAPITANA), <i>Senecio</i> spp., <i>Sinapis arvensis</i> L. (AMARILLERA, CIAPES, MOSTAZA SILVESTRE, NABIZA), <i>Solanum</i> spp., <i>Sonchus oleraceus</i> L. (LECHECINO, CERRAJA), <i>Xanthium</i> spp.....	43	220
---	----	-----

Dicotiledóneas plurianuales: <i>Chondrilla juncea</i> L. (ACHICORIA DULCE), <i>Cichorium intybus</i> L. (ACHICORIA), <i>Cirsium arvense</i> (L.) Scop. (CARDÓ).....	43	229
--	----	-----

Monocotiledóneas anuales: <i>Avena sterilis</i> L. (AVENA LOCA, BALLUECA), <i>Bromus</i> spp. (BROMO), <i>Digitaria sanguinalis</i> (L.) Scop. (PATA DE GALLINA), <i>Echinochloa crus-galli</i> (L.) Beauv. (MILLARAZA, MIJERA), <i>Lolium rigidum</i> Gaudin (VALLICO), <i>Phalaris minor</i> Retz. (ALPISTE), <i>Setaria viridis</i> (L.) Beauv. (ALMOREJO).....	43	230
---	----	-----

Monocotiledóneas plurianuales: <i>Cynodon dactylon</i> (L.) Pers. (GRAMA COMÚN)....	43	232
--	----	-----



***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
<p>Tetranychus urticae (ARaña ROJA)</p>	<p>En campo iniciar el seguimiento en los bordes de las parcelas, con especial vigilancia en condiciones de temperatura elevada y baja humedad</p> <p>En invernadero realizar el seguimiento durante todo el cultivo, abarcando toda la superficie de forma aleatoria, con especial atención a puertas y ventanas o roturas de la cubierta</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Eliminar las malas hierbas y restos de cultivo • Evitar el abono nitrogenado excesivo 	<p>No hay definido un umbral</p> <p>Para cultivos al aire libre se recomienda realizar aplicaciones localizadas al detectar los focos iniciales</p> <p>En invernadero aplicar medidas de control cuando se detecte más de 1 foco/1000 m²</p>	<p>Medios biológicos</p> <p>Los ácaros fitoseidos son los principales enemigos naturales de los tetranychidos, no siendo necesario realizar tratamientos si están presentes en más del 50 % de las plantas afectadas</p> <p>Las especies más eficaces son: <i>Amblyseius swirskii</i>, <i>Amblyseius californicus</i>, <i>Amblyseius andersoni</i> y <i>Phytoseiulus persimilis</i></p>	<p>Para evitar resistencias, no realizar más de una aplicación por campaña con productos con el mismo modo de acción</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, Pesca y Alimentación</p>
<p>Acanthoscelides obtectus, Bruchus spp., Callosobruchus ornatus (GORGOJOS)</p>	<p>En campo:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Sacudir la planta sobre una superficie blanca al inicio de la floración • Colocar trampas engomadas en superficie • Uso de manga entomológica (flores inferiores) <p>En almacén:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Observar en los granos la existencia de opérculos u orificios de salida • Para <i>A. obtectus</i> revisar periódicamente las semillas buscando orificios de salida y harina 	<p>En campo:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Eliminar restos del cultivo, fundamentalmente semillas • Realizar rotaciones con cultivos no hospedadores <p>En almacén:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Introducir semillas limpias sin restos vegetales • Limpiar y ventilar los almacenes • Colocar mallas para evitar el movimiento de adultos hacia el campo 	<p>Para <i>A. obtectus</i>, intervenir en función de la incidencia en años anteriores y la presencia de gorgojos en almacén</p> <p>Para el resto de gorgojos, en zonas con presencia endémica, se recomienda un tratamiento preventivo una vez iniciada la floración, o bien con temperaturas >20 °C y adultos en el 50 % de las plantas muestreadas</p>	<p>Medios biológicos</p> <p><i>Anisopteromalus calandrae</i>, que parasita larvas de coleópteros, se describe como posible medio de control</p> <p>Potencialmente efectivo el uso de hongos entomopatógenos</p> <p>Medios físicos</p> <p>El tratamiento de la semilla seca con frío (48 horas a -18 °C) puede eliminar larvas y adultos</p>	<p>Puede ser necesario un tratamiento en el momento de maduración de las vainas</p> <p>En almacén, si ha habido infestaciones anteriores, pulverizar paredes, suelos y techos antes de la entrada del grano y si aparecen insectos durante el almacenamiento utilizar un fumigante autorizado</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, Pesca y Alimentación</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>Autographa gamma, Chrysodeixis chalcites, Helicoverpa armigera, Spodoptera exigua y S. litoralis (LEPIDOPTEROS DEFOLIADORES)</p>	<p>Seguimiento de vuelos con trampas (Funnel) con feromona específica para cada especie</p> <p>Para la detección de huevos y primeros estadios, realizar un muestreo de forma aleatoria por toda la zona de cultivo, observando las hojas y brotes de las plantas</p> <p>En invernadero revisar las zonas cercanas a las puertas o ventanas</p>	<ul style="list-style-type: none"> Retirar los restos de cultivo y malas hierbas En invernadero colocar mallas para reducir la entrada de adultos 	<p>Para judía en verdeo cuando se observen los primeros daños</p> <p>No se ha definido un umbral para el resto de leguminosas</p>	<p>Medios biológicos</p> <p>Los depredadores <i>Chrysoperla carnea</i> y <i>Orius</i> spp. pueden ejercer un buen control sobre noctuidos</p> <p>El parasitoides <i>Trichogramma evanescens</i> es eficaz frente a plusias y helicoverpa</p> <p>Se han descrito también virus entomopatógenos de la familia Baculoviridae y nematodos de la familia Steinernematidae</p> <p>En el caso de que existan, se podrán utilizar formulados a base de microorganismos autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación</p> <p>Medios biotecnológicos</p> <p>El trampeo masivo con feromonas puede reducir la población adulta</p>	<p>Si es necesario, aplicar tratamientos en los primeros estadios larvarios, preferiblemente con reguladores del crecimiento</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, Pesca y Alimentación</p>
<p>Delia platura (MOSCA DE LA SIEMBRA)</p>	<p>Realizar el seguimiento desde los primeros días después de la siembra</p> <p>Pueden emplearse placas cromotrópicas amarillas para detectar la presencia de adultos</p> <p>Si el nivel de nascencia es bajo desenterrar la simiente para observar daños; las semillas atacadas tienen aspecto de cascarón de huevo vacío</p>	<p>Favorecer la nascencia y el desarrollo de las plántulas (son los estados más sensibles):</p> <ul style="list-style-type: none"> Eliminar flora arvense hospedadora Realizar labores superficiales previas a la siembra para evitar exceso de agua Retrasar la siembra si las condiciones no son adecuadas (temperaturas bajas) Realizar siembras poco profundas Utilizar semillas de calidad Eliminar restos vegetales 	<p>No se ha definido un umbral de actuación en leguminosas</p>	<p>Medios biológicos</p> <p>Depredadores generalistas coleópteros carábidos y estafilínidos actúan sobre larvas y huevos respectivamente; también algunos nematodos entomopatógenos tienen acción</p>	<p>Solo se contempla el tratamiento de la semilla de siembra</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, Pesca y Alimentación</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><i>Bemisia tabaci</i> y <i>Trialeurodes vaporariorum</i> (MOSCAS BLANCAS)</p>	<p>En invernadero realizar muestreos durante todo el cultivo, observando el envés de las hojas, preferentemente jóvenes, en cualquier fase del mismo</p> <p>Utilizar trampas cromotrópicas amarillas para el monitoreo de adultos</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Eliminar restos de cosechas, plantas enfermas y malas hierbas que puedan servir de refugio • Colocar mallas en las ventilaciones • Usar trampas cromotrópicas amarillas • Realizar podas de limpieza periódicas • Favorecer la fauna auxiliar racionalizando el uso de fitosanitarios 	<p>50 % de plantas ocupadas, con presencia de fauna auxiliar < 25 %</p>	<p>Medios biológicos</p> <p>Existen numerosas especies de enemigos naturales que actúan de forma espontánea sobre mosca blanca</p> <p>Depredadores: <i>Amblyseius swirskii</i>, <i>Chrysoperla carnea</i>, <i>Macrolophus pigmaeus</i> y <i>Nesidiocoris tenuis</i></p> <p>Parasitoides: <i>Encarsia Formosa</i> y <i>Eretmocerus mundus</i></p> <p>Hongos entomopatógenos: <i>Verticillium lecanii</i></p>	<p>Ambas especies han mostrado generar resistencias a insecticidas y la mayoría de éstos son efectivos contra adultos y menos contra estados inmaduros</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, Pesca y Alimentación</p>
<p><i>Liriomyza trifolii</i>, <i>L. huidobrensis</i>, <i>L. cicerina</i> (MOSCAS MINADORAS)</p>	<p>Revisar el cultivo al menos una vez por semana mediante la observación directa de las hojas, teniendo en cuenta que por debajo de 15 °C cesa la actividad ovipositora</p> <p>En invernadero se realiza el seguimiento durante todo el ciclo de cultivo, colocando placas cromotrópicas amarillas para detectar la presencia</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Eliminar restos vegetales y malas hierbas • Evitar monocultivos, realizar rotaciones • Realizar labores de campo para destruir larvas (<i>L. cicerina</i> pupa a 3-6 cm) • En invernadero instalar mallas 	<p>Sólo hay establecido umbral para judía de verdeo en invernadero: Más del 20 % de plantas dañadas y nivel de parasitismo < del 70 % de las galerías</p>	<p>Medios biológicos</p> <p>Himenópteros endoparásitos como <i>Dacnusa sibirica</i> o ectoparásitos como <i>Diglyphus isaea</i></p> <p>Algunas especies están disponibles para sueltas en invernaderos, en campo el control mediante sueltas es inviable</p> <p>Medios biotecnológicos</p> <p>En cultivos protegidos se pueden colocar trampas cromotrópicas amarillas para captura masiva antes de implantar el cultivo, aunque es poco efectivo</p> <p>Medios físicos</p> <p>La biosolarización puede matar las pupas en parcelas con elevado nivel de infestación</p>	<p>Utilizar productos con acción translaminar que alcancen a las larvas protegidas por la cutícula</p> <p><i>Liriomyza</i> se controla bien con insecticidas de amplio espectro; realizar un uso adecuado para no afectar a los organismos de control natural</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, Pesca y Alimentación</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>Cydia nigricana (POLILLA DEL GUISANTE)</p>	<p>La detección de puestas o larvas es difícil Observar la presencia de adultos agitando las plantas o con manguero, preferiblemente en tardes soleadas Realización de curvas de vuelo con trampas con feromonas específicas</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Labrar el terreno tras la cosecha • Rotación con cultivos no hospedadores • Sembrar en parcelas alejadas a parcelas de guisante afectadas • Utilizar variedades precoces • No retrasar la cosecha 	<p>10 o más individuos en una trampa en 2 capturas consecutivas, que el cultivo esté en floración y las temperaturas alcancen los 18 °C</p>	<p>Medios biológicos Los himenópteros parasitoides, <i>Ascogaster quadridentata</i>, <i>Glypta haesitator</i> y <i>Trichogramma evanescens</i> y un hongo entomopatógeno, <i>Beauveria bassiana</i>, han sido descritos como posibles agentes de biocontrol En el caso de que existan, se podrán utilizar formulados a base de microorganismos autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación</p>	<p>Una vez las larvas han penetrado en la vaina, el uso de fitosanitarios deja de ser efectivo En zonas con antecedentes de afección puede considerarse un tratamiento preventivo para controlar conjuntamente a pulgones y gorgojos en floración 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, Pesca y Alimentación</p>
<p>Acyrtosiphon pisum, Aphis spp. y Myzus persicae (PULGONES)</p>	<p>En invernadero realizar el seguimiento durante todo el cultivo de forma aleatoria por toda la superficie; colocar trampas cromotrópicas o de agua en los puntos críticos En campo realizar inspecciones visuales prestando atención a las zonas orientadas a los vientos dominantes; colocar también trampas cromotrópicas o de agua para detectar la llegada de las formas aladas</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Abonar de forma equilibrada • Eliminar los restos de cultivo y malas hierbas tanto del cultivo como de los alrededores • En invernadero colocar mallas antipulgón • En cultivos protegidos pueden usarse trampas cromotrópicas amarillas en alta densidad para captura masiva • Ajustar la fecha de siembra para evitar que coincidan los periodos de floración y formación de vainas con la mayor presencia de pulgones • Gestionar la flora arvense y racionalizar el uso de insecticidas para favorecer la acción de los depredadores naturales 	<p>Intervenir cuando se detecta más de 1 foco/1000 m², siempre que el nivel de parasitismo sea inferior a un 60 % Si se detectan síntomas de virus asociados a los pulgones, realizar un tratamiento y eliminar las plantas afectadas Al inicio de la floración el umbral se puede establecer con la presencia de 10 individuos/tallo en 10 puntos de la parcela</p>	<p>Medios biológicos Entre los depredadores destacan los siguientes grupos: Díptera: Syrphidae; Coleoptera: Coccinellidae (<i>Coccinella septempunctata</i> y <i>Adalia bipunctata</i>); Neuroptera: Chrysopidae (<i>Chrysoperla carnea</i>) y Díptera: Cecidomyiidae (<i>Aphidoletes aphidimyza</i>) Como parasitoides en el caso de <i>Myzus persicae</i> destacan los géneros <i>Aphidius</i>, <i>Aphelinus</i> (<i>Aphelinus abdominalis</i>), <i>Praon</i>, <i>Ephedrus</i> y <i>Lysiphlebus</i> También se cita <i>Verticillium lecanii</i> como hongo entomopatógeno Medios biotecnológicos Las trampas cromotrópicas amarillas se utilizan en invernadero para capturas masivas de pulgones; colocar una banda ancha en el contorno interior</p>	<p>La aplicación de insecticidas es interesante para evitar la infección por virus de transmisión persistente, sin embargo, no es eficaz para proteger contra virus no persistentes (AMV, BCMNV, BCMV y CMV) 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, Pesca y Alimentación</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
Sitona lineatus (SITONA)	Vigilar los cultivos que emergen lentamente o de forma desigual Especial atención en zonas con cultivos de leguminosas con inviernos suaves y secos, siembras precoces y suelos poco profundos	<ul style="list-style-type: none"> Rotación de cultivos con plantas no hospedadoras Evitar siembras tempranas Favorecer el rápido crecimiento y el desarrollo vigoroso 	<p>Controlar en el momento de aparición de adultos en febrero y marzo para evitar la puesta</p> <p>Cuando se encuentren 5-10 mordeduras en las 2 primeras hojas de todas las plantas observadas</p>	<p>Medios biológicos Bacterias y hongos entomopatógenos como potenciales agentes para reducir la población de larvas</p> <p>En el caso de que existan, se podrán utilizar formulados a base de microorganismos autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación</p> <p>Coleópteros carábidos pueden ejercer un control natural</p>	Control de adultos antes de la puesta 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, Pesca y Alimentación
Frankliniella occidentalis (TRIPS OCCIDENTAL DE LAS FLORES)	Los individuos se pueden localizar en toda la planta, aunque las hembras tienen tendencia a alimentarse en las flores donde son más fácilmente visibles En cultivos protegido colocar placas cromotrópicas azules (o en su defecto amarillas) para los seguimientos poblacionales (7 trampas/1000 m ²)	<p>En invernadero se aconseja:</p> <ul style="list-style-type: none"> Instalar barreras físicas para impedir o disminuir el acceso Gestionar la flora arvense del interior y alrededores antes de iniciar el cultivo Realizar una labor superficial para reducir la emergencia de adultos <p>Si se observan plantas con virosis eliminarlas junto con los restos de cosechas</p>	Para judía verde en invernadero intervenir cuando el nivel de trips se haga inestable, aumente el número de plantas con virus o aparezcan daños en el fruto	<p>Medios biológicos Los ácaros fitoseidos <i>Amblyseius cucumeris</i> y <i>A. swirskii</i> se usan en cultivo protegido como organismos de control biológico; también los hemipteros antocóridos son eficaces, en especial <i>Orius laevigatus</i></p> <p>Medios biotecnológicos Asociadas a las trampas cromotrópicas azules puede usarse feromonas de agregación para capturas masivas, situando el difusor en la parte central de la placa</p>	<p>Alternar materias activas con distinto modo de acción para evitar resistencias</p> <p>Ni los huevos ni las ninfas son sensibles a los tratamientos; se aconseja realizar 2 aplicaciones</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, Pesca y Alimentación</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
Meloidogyne spp. (NEMATODO DE LOS NÓDULOS O AGALLAS DE LAS RAÍCES)	Realizar inspecciones visuales en el cultivo buscando síntomas que puedan poner de manifiesto la presencia de la enfermedad	<ul style="list-style-type: none"> • Eliminar las raíces, fundamentalmente las de las plantas afectadas, al final del cultivo • Limpiar y desinfectar la maquinaria y las herramientas • Labrar el suelo entre cultivos para reducir la viabilidad de los estadios J2 infectivos • Controlar las malas hierbas • Realizar rotación de cultivos, incluyendo cultivos resistentes (judía, soja, tomate, pimiento, berenjena), hospedadores pobres (sandía, crucíferas, liliáceas), o no hospedantes (espárrago), cultivos de cobertura para abono en verde (crucíferas u otras especies vegetales) o cultivos trampa • Realizar enmiendas orgánicas para potenciar la actividad microbiana, incluyendo la de antagonistas del nematodo 	No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables	<p>Medios biológicos</p> <p>Existen numerosos antagonistas de nematodos incluyendo hongos, bacterias, protozoos, nematodos depredadores, insectos y ácaros</p> <p>Entre los microorganismos presentes en suelos agrícolas en España se encuentran <i>Pochonia chlamydosporia</i>, <i>Purpureocillium lilacinum</i>, <i>Arthrobotrys oligospora</i>, <i>Monacrosporium</i>, <i>Dactylella oviparasitica</i>, <i>Pasteuria penetrans</i>, diversas especies de <i>Bacillus</i>, <i>Flavobacterium</i>, <i>Chryseobacterium</i>, <i>Lysobacter</i> y cianobacterias, entre otros</p> <p>Biofumigación</p> <p>Medios físicos</p> <p>Solarización</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, Pesca y Alimentación
Colletotrichum lindemuthianum (ANTRACNOSIS DE LA JUDÍA)	Prestar especial atención entre 15-20 días tras la nascencia y 15-20 días tras la floración, periodos en los que es más probable la infección La esporulación se produce en condiciones de alta humedad relativa (>70 %) y temperaturas moderadas, 14-27 °C, con un óptimo de 20 °C; con lluvia y viento la enfermedad se puede diseminar por toda la parcela	<ul style="list-style-type: none"> • Rotación de cultivos, en parcelas con antecedentes no cultivar judía durante 4 años • En parcelas con problemas de antracnosis cultivar especies no sensibles como los cereales • Evitar el cultivo en zonas de baja exposición solar • Evitar el exceso de fertilizantes • Utilizar semilla de calidad tratada con fungicida o desinfectada • Distanciar las calles de cultivo y orientarlas a los vientos predominantes para favorecer un ambiente seco • Uso de maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado • Retirar y destruir las plantas con síntomas y los restos de cosechas 	Si se detectan los síntomas de la enfermedad, valorar la necesidad de intervención química a los 15-20 días desde la nascencia y 15-20 días tras la floración	<p>Medios biotecnológicos</p> <p>Utilizar cultivares resistentes (habituales en judía verde)</p> <p>Medios físicos</p> <p>Se puede recurrir a técnicas de acolchado que minimizan el contacto entre la planta y el suelo</p>	En ataques muy tempranos o en cultivares muy sensibles, los tratamientos en periodos lluviosos y cerca de la maduración del grano son poco eficaces 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, Pesca y Alimentación

(*) 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>Haemanectria haematococca [anamorfo: Fusarium solani] (FUSARIOSIS RADICULAR), Fusarium oxysporum f. sp. phaseoli (FUSARIOSIS VASCULAR DE LA JUDÍA Y DEL GUISANTE), Fusarium oxysporum f. sp. ciceris (FUSARIOSIS VASCULAR DEL GARBANZO)</p>	<p>Los ataques se dan con mayor frecuencia entre la segunda y tercera semana después de la siembra, aunque los síntomas se observan cerca de la floración o el llenado de vainas</p> <p>El rango de temperaturas óptimo para el desarrollo de F. solani está entre 20-25 °C</p> <p>La aparición de F. oxysporum está relacionada con las temperaturas elevadas; el crecimiento rápido y la transpiración intensa, por lo que se desarrolla rápidamente en floración o fructificación</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Rotar los cultivos con gramíneas; en parcelas con antecedentes no cultivar judía durante 4 años • Realizar un correcto manejo del riego, evitando los encharcamientos • Utilizar semilla de calidad tratada con fungicida o desinfectada • Realizar la siembra con buen tempero, minimizando la profundidad • Encalar si el terreno es ácido; la fertilización potásica y el uso de nitratos pueden ayudar a reducir las pérdidas ocasionadas por F. oxysporum • Una fertilización adecuada de fósforo, magnesio y zinc puede reducir los posibles daños por F. oxysporum • En parcelas con antecedentes de F. oxysporum, si es posible, retrasar la fecha de siembra 	<p>No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables</p>	<p>Medios biológicos</p> <p>Existen numerosos antagonistas de nematodos incluyendo hongos, bacterias, protozoos, nematodos depredadores, insectos y ácaros</p> <p>Entre los microorganismos presentes en suelos agrícolas en España se encuentran Pochonia chlamydosporia, Purpureocillium lilacinum, Arthrobotrys oligospora, Monacrosporium, Dactylella oviparasitica, Pasteuria penetrans, diversas especies de Bacillus, Flavobacterium, Chryseobacterium, Lysobacter y cianobacterias, entre otros</p> <p>Biofumigación</p> <p>Medios físicos</p> <p>Solarización</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, Pesca y Alimentación</p>
<p>Ascochyta boltshauseri y Phoma exigua var. exigua (NECROSIS DE TALLOS, VAINAS Y HOJAS DE LA JUDÍA), Pseudocercospora griseola (MANCHA ANGULAR DE LA JUDÍA)</p>	<p>A. boltshauseri y P. exigua se desarrollan bajo condiciones de humedad elevada (lluvias moderadas) y temperatura por debajo de 28 °C (óptimo entre 21 y 24 °C)</p> <p>P. griseola se desarrolla con humedad y temperaturas moderadas, siendo el rango térmico entre 16-28 °C (óptimo de 24 °C)</p> <p>Observar la aparición de síntomas desde 2 semanas después de la siembra hasta el llenado de las vainas</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Eliminar residuos de cosecha mediante quema y laboreo profundo • Rotar el cultivo con especies no hospedantes al menos durante dos años • Evitar el exceso de fertilización nitrogenada y vigilar los niveles de materia orgánica • Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno), tratada con un fungicida o desinfectada • Distanciar las calles de cultivo y orientarlas a los vientos predominantes en la zona o en dirección norte-sur para favorecer un ambiente seco • Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado 	<p>No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables</p>	<p>No se han descrito alternativas al control químico que se muestren efectivas en las condiciones de cultivo españolas</p>	<p>En parcelas con antecedentes de A. boltshauseri y P. exigua, se debe valorar la necesidad de aplicar medidas de control químico desde el estado fenológico de tercera hoja hasta el llenado de vainas</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, Pesca y Alimentación</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>Botryotinia fuceliana</i> [anamorfo: <i>Botrytis cinera</i>] (PODREDUMBRE GRIS) y <i>Botrytis fabae</i> (MANCHA DE CHOCOLATE O GEÑA DE LAS HABAS)</p>	<p>El periodo de mayor vulnerabilidad de las plantas hacia <i>B. cinerea</i> abarca desde el inicio del engrosamiento de las vainas hasta el inicio de la cosecha, siendo óptimo para el patógeno humedad relativa > 90 % (superficie de la planta mojada durante al menos 15 horas) y temperaturas entre 15-20 °C</p> <p>En invernadero los meses críticos son entre diciembre y marzo pues las condiciones suelen ser más propicias</p> <p>En el caso de <i>B. fabae</i> la fase más agresiva se prolonga hasta antes del llenado de las vainas, siendo las condiciones óptimas una humedad del 85-90 % y temperaturas entre 15-20 °C</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Rotar los cultivos • Evitar el exceso de fertilización • Eliminar la flora arvense que puede actuar como reservorio de inóculo • Utilizar semilla de calidad tratada con un fungicida o desinfectada • Orientar las calles a los vientos predominantes para favorecer un ambiente seco • Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado • Para minimizar daños en postcosecha comercializar el producto con la mayor celeridad posible; evitar el aplamiento excesivamente compacto o emplear sacos o redes muy perforados; el correcto manejo de temperatura y humedad en los almacenes reduce las pérdidas <p>Con presencia de la enfermedad:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Controlar las malas hierbas, emplear el riego localizado y evitar el exceso de abonado nitrogenado • Evitar labores culturales que puedan producir heridas en las plantas • Eliminar y destruir los restos de cosecha 	<p>No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables</p>	<p>Medios biológicos Biofumigación A niveles bajos de infección, uso de antagonistas microbianos como <i>Trichoderma</i> spp. Medios físicos Solarización</p>	<p>Teniendo en cuenta el periodo crítico para el cultivo, el primer tratamiento fungicida debe aplicarse a principios de la floración, repitiendo esta operación en función de las condiciones climáticas y la sintomatología observada</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, Pesca y Alimentación</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>Peronospora manshurica</i> (MILDIU DE LA SOJA), <i>P. viciae</i> (MILDIU DEL GUISANTE) y <i>Phytophthora phaseoli</i> (MILDIU DE LA JUDÍA)</p>	<p>La acción de estos hongos se ve favorecida por periodos prolongados de humedad y temperaturas moderadas</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Rotar los cultivos • Realizar labores profundas para enterrar restos vegetales • Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno), tratada con un fungicida o desinfectada • Deben evitarse labores culturales que puedan producir heridas en las plantas y favorecer el ataque de los hongos • Eliminar y destruir los restos de cosecha • Retrasar la siembra buscando realizarla con condiciones climáticas adversas para el patógeno • Elegir marcos de siembra que reduzcan la densidad de plantación y favorezcan la aireación de las plantas 	<p>No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables</p>	<p>Medios biotecnológicos Utilizar cultivares resistentes o tolerantes</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, Pesca y Alimentación</p>
<p><i>Erysiphe</i> spp. y <i>Leveillula taurica</i> (OIDIO)</p>	<p>Observación de sintomatología, especialmente en floración, con condiciones de humedad moderada (65-70 %) y temperaturas suaves, ligeramente por encima de 20 °C</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Eliminar residuos de cosecha mediante quema y laboreo profundo • Rotar el cultivo con especies no hospedantes (cereales) • Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno), tratada con un fungicida o desinfectada • Orientar las calles de la parcela para minimizar el efecto del viento o, si es posible, poner pantallas • Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado • Arrancar y destruir fuera de la parcela las plantas infectadas • Una vez que se detectan plantas infectadas, controlar el desarrollo de malas hierbas durante el cultivo, ya que algunas de ellas son hospedantes 	<p>No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables</p>	<p>Medios biotecnológicos Utilizar cultivares resistentes o tolerantes Medios físicos Recurrir a técnicas de acolchado para minimizar el contacto entre la planta y el suelo</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, Pesca y Alimentación</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
Pythium spp. (PITIOSIS)	<p>Observación de los fallos de nascencia y maras de plántulas</p> <p>Las condiciones óptimas para el desarrollo son temperaturas entre 10-15 °C y alta humedad, propias de la primavera o el otoño</p> <p>La posibilidad de ataque aumenta en suelos inundados o con riegos que favorecen el encharcamiento; también con la presencia de materia orgánica (abonado en verde)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Mantener el grado de humedad apropiado en el suelo mediante riegos frecuentes no demasiado copiosos • Minimizar las labores que puedan causar daño al sistema radicular • Rotar los cultivos con gramíneas; en parcelas con antecedentes no cultivar judía durante 4 años • Utilizar semilla de calidad tratada con fungicida o desinfectada • Utilizar semilla reciente de maduración completa • Si es posible, retrasar la siembra para evitar el óptimo de temperaturas de <i>Pythium</i> spp. • Usar maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado • Retrasar la siembra si se realizan aportes de materia orgánica o tras un abonado en verde 	<p>No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables</p>	<p>Medios biológicos El uso de antagonistas fungicos como <i>Trichoderma</i> spp. o <i>Gliricium virens</i> y bacterianos como <i>Pseudomonas fluorescens</i> se han descrito para el control preventivo</p> <p>Medios biotecnológicos Existen diferencias varietales de sensibilidad; seleccionar las más tolerantes</p> <p>Medios físicos Solarización (72 °C durante 30 minutos o 60 °C durante 30 minutos)</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, Pesca y Alimentación</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>Sclerotinia sclerotiorum (PODREDUMBRE BLANCA O MAL DEL ESCLEROCIO)</p>	<p>Enfermedad de condiciones frescas y húmedas, por tanto es un patógeno de invierno y primavera (en invernadero los meses críticos son entre diciembre y marzo) Prestar especial atención al período comprendido entre la caída de los pétalos y el engrosamiento de las vainas La presencia de agua durante 16 a 24 horas y temperaturas entre 15-20 °C favorecen el desarrollo de la enfermedad</p>	<ul style="list-style-type: none"> • En parcelas con antecedentes se aconseja la introducción en la rotación de gramíneas y otros cultivos no susceptibles durante 2-4 años • En parcelas afectadas no deben realizarse labores profundas en los dos años sucesivos para evitar exponer los esclerocios viables enterrados • Evitar el exceso de fertilización • Eliminar la flora arvense que puede actuar como reservorio de inóculo • Utilizar semilla de calidad tratada con un fungicida o desinfectada • Orientar las calles a los vientos predominantes para favorecer un ambiente seco • Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado • Para minimizar daños en postcosecha comercializar el producto con la mayor celeridad posible, evitar el aplamamiento excesivamente compactos o emplear sacos o redes muy perforados; el correcto manejo de temperatura y humedad en los almacenes reduce las pérdidas 	<p>No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables</p>	<p>Medios biológicos Uso de antagonistas microbianos, como <i>Trichoderma</i> spp. o <i>Gliocladium</i> spp., que colonizan esclerocios</p> <p>Medios biotecnológicos Empleo de cultivares resistentes o tolerantes</p>	<p>Teniendo en cuenta el período crítico para el cultivo, el primer tratamiento fungicida debe aplicarse a principios de la floración, repitiendo esta operación en función de las condiciones climáticas y la sintomatología observada</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, Pesca y Alimentación</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>Mycosphaerella rabiei</i> [anamorfo: <i>Ascochyta rabiei</i>] (RABIA DEL GARBANZO), <i>Ascochyta pisi</i> (RABIA DEL GUISANTE), <i>Diadymella faba</i> [anamorfo: <i>Ascochyta fabae</i>] (RABIA DEL HABA), <i>Diadymella lentis</i> [anamorfo: <i>Ascochyta lentis</i>] (RABIA DE LA LENTEJA)</p>	<p>El desarrollo de <i>M. rabiei</i> se ve favorecido por temperaturas en torno a 15-20 °C y humedad relativa superior al 75 % durante más de 12 horas. La dispersión de estas enfermedades se ven favorecidas por la lluvia</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Rotar los cultivos • Utilizar semilla de calidad tratada con fungicida o desinfectada • Si es posible, retrasar la fecha de siembra en variedades sensibles o aumentar la profundidad de siembra • Producir la semilla de siembra en áreas secas • Establecer un marco de siembra que mejore la aireación y evite la acumulación de humedad • Usar maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado • Evitar el laboreo con cultivador con plantas mojadas para no favorecer la dispersión de la enfermedad • Retirar las plantas afectadas y destruir los restos de cosecha 	<p>Con condiciones climáticas propicias sería aconsejable realizar tratamientos fungicidas preventivos antes de la emisión de las yemas florales y al inicio de formación de las vainas</p>	<p>Medios biotecnológicos Utilizar cultivares resistentes o tolerantes</p>	<p>El uso de fungicidas cuando las vainas están formadas puede provocar retraso en la maduración. 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, Pesca y Alimentación</p>
<p><i>Thanatephorus cucumeris</i> [anamorfo: <i>Rhizoctonia solani</i>] (RIZOC-TONIOSIS)</p>	<p>Observación de fallos de germinación y nascencia. El rango de temperaturas óptimo para su desarrollo se sitúa entre 15 y 21 °C; suele aparecer cuando el suelo permanece húmedo durante la quincena posterior a la siembra</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Rotar los cultivos con gramíneas; en parcelas con antecedentes no cultivar judía durante 4 años • Efectuar labores preparatorias sobre el suelo regado previamente, que aseguren unas condiciones óptimas de nascencia y enraizamiento • Reducir el tiempo de emergencia minimizando la profundidad de siembra (no más de 3 cm) procurando un lecho de cultivo óptimo • Utilizar semilla de calidad tratada con fungicida o desinfectada • Establecer un marco de siembra que mejore la aireación y evite la acumulación de humedad • Realizar un correcto manejo del riego, evitando los encharcamientos 	<p>No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables</p>	<p>Medios biológicos Biofumigación Medios físicos Solarización</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, Pesca y Alimentación</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>Uromyces appendiculatus</i> (ROYA DE LA JUDIA), <i>U. ciceris-arietini</i> (ROYA DEL GARBANZO), <i>U. viciae-fabae</i> (ROYA DEL HABA)</p>	<p>Las condiciones óptimas para el desarrollo de roya en leguminosas son humedad relativa alta (superficies mojadas durante 6-8 horas) y temperaturas entre 10 y 27 °C, mostrando baja supervivencia en ausencia de humedad</p> <p>Observar la aparición de síntomas desde la tercera semana tras la siembra hasta el llenado de las vainas, especialmente en prefloración y floración con condiciones favorables</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Rotar los cultivos • Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno) y/o tratada con un fungicida <p>Con presencia de la enfermedad:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Evitar riegos tardíos que pueden incrementar la gravedad de las infecciones • Al final del cultivo, eliminar y destruir los restos de cosecha 	<p>No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables</p>	<p>Medios biotecnológicos</p> <p>Utilizar cultivares resistentes o tolerantes a estas micosis</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, Pesca y Alimentación</p>
<p><i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>phaseolicola</i> (GRASA DE LA JUDIA) y <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>pisii</i> (GRASA DEL GUISANTE)</p>	<p>La semilla es el principal medio de transmisión, por lo que los focos primarios de infección generalmente se deben a plantas nacidas de semillas infectadas</p> <p>La presencia de lluvia y viento facilita la dispersión del patógeno, estando el óptimo térmico alrededor de los 18 °C para <i>P. syringae</i> pv. <i>phaseolicola</i> y en torno a 28 °C para <i>P. syringae</i> pv. <i>Pisii</i></p> <p>Se considera especialmente importante la vigilancia del cultivo en el periodo desde la floración hasta el cuajado del fruto</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Rotar los cultivos, en parcelas con antecedentes no cultivar judía durante 4 años • Utilizar semilla certificada libre del patógeno • Evitar el abonado nitrogenado excesivo • Eliminar la flora arvense que puede actuar como reservorio de inóculo • Desinfectar la semilla (resultados limitados) • Producir semilla de siembra en áreas secas • Orientar las calles a los vientos predominantes para favorecer un ambiente seco • Usar maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado <p>Si se ha detectado la enfermedad:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Retirar las plantas afectadas y destruirlas • Evitar el riego por aspersión • Eliminar los restos de cosecha • Evitar labores que causen heridas a las plantas 	<p>No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables</p>	<p>Medios biotecnológicos</p> <p>Empleo de cultivares resistentes o tolerantes (en judía grano son muy sensibles muchas de las variedades tradicionales cultivadas)</p>	<p>Es posible aplicar compuestos preventivos desde la floración al cuajado de frutos para controlar la infección foliar y de vaina, si bien los resultados son limitados y pueden retrasar el desarrollo vegetativo de las plantas</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, Pesca y Alimentación</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>OTRAS BACTERIOSIS: <i>Pseudomonas syringae</i> <i>pv. syringae</i> (MANCHA PARDA), <i>Pseudomonas viridiflava</i>, <i>Xanthomonas axonopodis</i> <i>pv. phaseoli</i> (QUEMA BACTERIANA), <i>Curtobacterium flaccumfaciens</i> <i>pv. flaccumfaciens</i> (MARCHITEZ BACTERIANA), <i>Pectobacterium carotovorum</i> subsp. <i>carotovorum</i> (PODREDUMBRE BLANDA) y <i>Erwinia persicina</i></p>	<p>La susceptibilidad a <i>P. s. pv. syringae</i> aumenta si existen daños por helada o granizo; se considera especialmente importante vigilar la sanidad del cultivo desde la floración al cuajado de fruto</p> <p>Las temperaturas óptimas para la infección de <i>X. a. pv. phaseoli</i> son de 25 a 35 °C, describiéndose la máxima gravedad en condiciones de humedad elevada y temperatura alrededor de 28 °C, las tormentas, la lluvia y el viento incrementan los daños</p> <p>El óptimo térmico de <i>C. f. pv. flaccumfaciens</i> es de 30 °C, la incidencia es mayor en suelos limoarenosos que arcillolimosos, la lluvia y el viento agravan los daños</p> <p>La presencia de agua condensada sobre los tejidos aumenta la susceptibilidad a la podredumbre causada por <i>P. c. subsp. carotovorum</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> • Rotar los cultivos • Evitar el abonado nitrogenado excesivo • Eliminar la flora arvense que puede actuar como reservorio de inóculo • Utilizar semilla de calidad • Desinfectar la semilla (resultados limitados) • Para el control de la mancha parda y quema bacteriana se recomienda la producción de semilla de siembra en áreas secas • Las pérdidas por la quema bacteriana pueden reducirse si se puede variar la fecha de siembra fuera de los periodos favorables de la enfermedad • Orientar las calles a los vientos predominantes para favorecer un ambiente seco • Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado <p>Con presencia de bacteriosis:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Retirar cuidadosamente las plantas afectadas de la parcela y destruir las • Evitar el riego por aspersión • Eliminar y destruir los restos de cosecha • Evitarse labores que puedan producir heridas en las plantas 	<p>No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables</p>	<p>Medios biotecnológicos Empleo de cultivares resistentes o tolerantes a estas bacteriosis</p> <p>Algunos cultivares de judía tienen resistencia parcial a <i>C. f. pv. flaccumfaciens</i></p> <p>Medios físicos El control térmico y de humedad en la superficie del material de empaquetado de semillas y vainas o en el almacén reducen las pérdidas por la quema bacteriana y la podredumbre blanda</p>	<p>Los tratamientos químicos son poco eficaces para el control de bacteriosis</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, Pesca y Alimentación</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>Bean common mosaic virus</i> [BCMV] (VIRUS DEL MOSAICO COMÚN DE LA JUDÍA) Y <i>Bean common mosaic necrosis virus</i> [BCMNV] (VIRUS DEL MOSAICO NECRÓTICO DE LA JUDÍA)</p>	<p>La principal fuente de inóculo de estos virus es la semilla; la propagación depende de la presión poblacional de los vectores, por lo que se recomienda utilizar los sistemas de seguimiento de pulgones sobre todo en cultivos protegidos</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Eliminar la flora arvense que puede actuar como reservorio de inóculo y/o refugio de los vectores • Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno) y tratada con un insecticida para el control de áfidos • Se pueden emplear cultivos barrera como el maíz, tanto en la zona exterior como en la interior del cultivo 	<p>No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables</p>	<p>Medios biotecnológicos Utilizar cultivares resistentes o tolerantes Medios físicos En invernadero, colocar mallas antipulgón en las aberturas</p>	<p>Controlar los vectores de los 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, Pesca y Alimentación</p>
<p>OTRAS VIROSIS</p>	<p>Realizar un seguimiento continuo de la parcela para la detección de los primeros síntomas La propagación de los virus depende de la existencia de condiciones favorables para la presencia de vectores, por lo que, especialmente en cultivos protegidos, se aconseja emplear sistemas de seguimiento de los mismos</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Diseñar rotaciones que no incluyan otros cultivos hospedadores del virus • Eliminar la posible flora arvense que puede actuar como reservorio de inóculo y/o refugio de los agentes vectores • Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno) y tratada con un insecticida para el control de agentes vectores • Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado • Emplear cultivos barrera, tanto en la zona exterior como en la interior del cultivo • Arrancar y destruir las plantas infectadas fuera de la parcela 	<p>No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables</p>	<p>Medios biotecnológicos Utilizar cultivares resistentes o tolerantes en caso de que existan Medios físicos En invernadero, colocar mallas de protección frente a vectores en las aberturas</p>	<p>Controlar los vectores de los 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, Pesca y Alimentación</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

Parásitos vegetales	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>Orobancha crenata (JOPO)</p>	<p>En floración, se puede hacer una evaluación de la presencia del parásito, arrancando algunas plantas al azar y observando si llevan nódulos de jopo en las raíces</p> <p>Cuando en la parcela empiezan a emerger los tallos de jopos, las raíces de las plantas pueden tener instalados un elevado número de nódulos, que podrán dar una idea del grado de infección en el cultivo</p>	<p>Medidas de prevención y/o culturales:</p> <ul style="list-style-type: none"> • En parcelas libres de jopo: • Limpiar y desinfectar la maquinaria • Evitar la entrada de ganado que haya pasado por rastrojos infectados • Utilizar semilla certificada libre de patógenos • En parcelas infectadas: • Empleo de leguminosas que incorporen resistencia o tolerancia al parásito • Retrasar las fechas de siembras, evitando los óptimos de germinación del jopo • Eliminar y destruir los jopos emergidos • En parcelas con fuerte infestación: • Elegir especies que se comportan como poco susceptibles como garbanzo, veza común, alfalfa o zulla • Adoptar el sistema de no laboreo con siembra directa • Empleo de cultivos-trampas que estimulen la germinación del jopo e incorporar el cultivo al terreno como abono verde antes de que se produzca la semilla del parásito • Intercalar otro cultivo entre el principal (trébol o alhova entre habas tiene efecto reductor sobre el jopo) 	<p>Para métodos no químicos intervenir en el momento que empiecen a emerger los tallos, destruyéndolos antes de que florezcan</p>	<p>Medios biológicos</p> <p>El hongo <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>orthoceras</i> ataca al jopo en el espacio de unión con la planta, deteniendo su desarrollo</p> <p>Las larvas de la mosca <i>Phytomyza orobanchia</i> se alimentan de las semillas de jopo, alcanzando reducciones en algunos casos del 90 %</p> <p>Medios biotecnológicos</p> <p>Empleo de especies o variedades de leguminosas con resistencia o tolerancia</p> <p>Medios físicos</p> <p>Solarización</p>	<p>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>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, Pesca y Alimentación</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

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> <i>Amaranthus</i> spp. <i>Anacyclus clavatus</i> <i>Atriplex patula</i> <i>Capsella bursa-pastoris</i> <i>Chenopodium</i> spp. <i>Cuscuta</i> spp. <i>Datura stramonium</i> <i>Fumaria</i> spp. <i>Galinsoya parviflora</i> <i>Galium</i> spp. <i>Lactuca scariola</i> <i>Papaver</i> spp. <i>Rapistrum rugosum</i> <i>Salsola kali</i> <i>Senecio</i> spp. <i>Sinapis arvensis</i> <i>Solanum</i> spp. <i>Sonchus oleraceus</i> <i>Xanthium</i> spp.</p> <p>Dicotiledóneas pluri anuales: <i>Chondrilla juncea</i> <i>Cichorium intybus</i> <i>Cirsium arvense</i></p> <p>Monocotiledóneas anuales: <i>Avena sterilis</i> <i>Bromus</i> spp. <i>Digitaria sanguinalis</i> <i>Echinochloa crus-galli</i> <i>Lolium rigidum</i> <i>Phalaris minor</i> <i>Setaria viridis</i></p> <p>Monocotiledóneas pluri anuales: <i>Cynodon dactylon</i></p>	<p>Conocer el historial de campo: qué especies hay, uso de herbicidas y su eficacia</p> <p>Identificar el estado fenológico de la mala hierba no deseada para determinar el método de control más adecuado, así como el momento idóneo para intervenir</p> <p>Observación visual en campo realizando un recorrido homogéneo de la parcela, pudiendo servir como referencia una figura en zig-zag, en W o en 8 para evaluar la presencia de plantas por m², o bien en porcentaje (%) de cubrimiento de la superficie afectada</p>	<p>El umbral de actuación, es decir, la densidad de malas hierbas a partir de la cual se debe actuar para controlarlas, se estima, de forma general, en 5 plantas/m² o 2 % de cobertura de la superficie. Estos datos son orientativos y deben adaptarse a cada situación de cultivo y al método de control empleado</p> <p>Conviene remarcar que las actuaciones se deben iniciar precozmente y siempre antes de la floración, para evitar así la producción de semillas</p> <p>En general, el momento de mayor sensibilidad de la mala hierba se produce en los primeros estadios de desarrollo</p>	<p>Dado que la competitividad con otras especies es baja, la parcela debe estar lo más limpia posible, u opcionalmente, retrasar la siembra de manera que se pueda proceder a la limpieza de la misma</p> <p>Uso de semillas certificadas libre de patógenos</p> <p>Sembrar sobre un terreno muy preparado y depositar la semilla a la profundidad adecuada</p> <p>Rotaciones largas que alternen cultivos de primavera con cultivos de otoño</p> <p>Laboreo esporádico con volteo del suelo (especialmente efectivo para amapola, bromo y vallico en suelos ligeros poco pedregosos)</p> <p>Falsa siembra y retraso de siembra con especies de germinación agrupada (especialmente efectivo para bromo y vallico)</p> <p>Limpieza de cosechadoras para evitar la entrada de semillas en el campo (efectivo para semillas de gran tamaño)</p> <p>Limpieza de márgenes, ribazos, canales de riego para evitar entrada de semilla</p> <p>Barbecho combinado con control químico</p> <p>Métodos de control mecánicos:</p> <p>Buen control en especies anuales, principalmente en especies dicotiledóneas anuales</p> <p>Momento de actuación: pocas hojas, tamaño de roseta menor de 4 cm</p> <p>Evitar pase de cultivador en presencia de especies como <i>Sorghum halepense</i> o cardo ya que fragmenta y dispersa rizomas. Pases de vertedera para sacar rizomas superficie y dejar que se seque</p>	<p>Priorizar las intervenciones en los primeros estadios de desarrollo</p> <p>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>Se podrán usar solo los productos fitosanitarios autorizados en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura Alimentación y Medio Ambiente para cada cultivo y/o escenario</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 recalcular el índice como sigue.

Para la Península y Baleares:

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

Para Canarias:

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

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.

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>Limoniscus 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 majorero (*Crambe sventenii*); Zapatito 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 Monteverde (*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*; Siempreviva gigante (*Limonium dendroides*); Saladina (*Limonium magallufianum*); Siempreviva malagueña (*Limonium malacitanum*); Saladilla de Peñíscola (*Limonium perplexum*); Saladina (*Limonium pseudodictyocladum*); Siempreviva de Guelgue (*Limonium spectabile*); Siempreviva azul (*Limonium sventenii*); *Linaria 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 majorera (*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

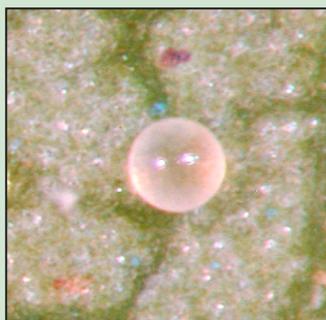




Tetranychus urticae Koch (ARAÑA ROJA)



1. Adulto de *T. urticae* bajo microscopio estereoscópico



2. Huevo de *T. urticae* bajo microscopio estereoscópico



3. Colonia de *T. urticae* bajo microscopio estereoscópico



4. Daños en campo de judía por ataque de *T. urticae*



5. Detalle de planta de judía atacada por *T. urticae*



6. Manchas en el haz de una hoja de judía



7. Manchas en el envés de una hoja de judía



8. Telas de araña y daños en planta de judía en invernadero



9. Detalle de vaina de judía atacada por *T. urticae*

Fotografías: M. Piedad Campelo, Universidad de León (1 a 3 y 9), Bonifacio Reinoso, Universidad de León (4 a 7), Laboratorio de Diagnóstico de Plagas y Enfermedades Vegetales. Universidad de León (8)

Descripción

Tetranychus urticae es una plaga polífaga de amplia expansión, que produce daños de importancia económica en muchos cultivos agrícolas, siendo hospedadores preferentes las plantas herbáceas. La judía y otras leguminosas pueden verse gravemente afectadas, tanto en cultivo al aire libre como en invernadero.

Es un ácaro tetraníquido que en estado adulto tiene un tamaño entre 0,4 y 0,6 mm, y una coloración variable entre amarillo, verdoso y rojizo. La variabilidad cromática se relaciona con la edad (formas juveniles más claras), el sexo (machos de color más claro que las hembras), la especie vegetal hospedadora y las condiciones climáticas. En los individuos de coloración clara es posible observar en el idiosoma 2 manchas oscuras en posición dorso lateral.

Existe un marcado dimorfismo sexual que afecta, como se indicó, al color, al tamaño y al aspecto general. Los machos son más pequeños, con el cuerpo fusiforme y tienen proporcionalmente las patas más largas que las hembras, cuyo cuerpo presenta forma globosa.

Los huevos son esféricos de corion liso, brillante y coloración blanquecina, amarillenta o anaranjada. Las colonias se cubren, generalmente en el envés de las hojas, con hilos de seda abundantes que les sirven para crear un microclima favorable frente a la temperatura, evitando la desecación. Además las protegen de los enemigos naturales y dificultan la penetración de acaricidas.

Posee un ciclo de vida muy rápido. Tras la eclosión, los ácaros pasan por varios estadios inmaduros móviles: un estado de larva y dos o tres estadios ninfales. De la última muda emerge el adulto. Pueden estar sucediéndose las generaciones ininterrumpidamente durante todo el año en zonas donde el invierno es suave (aunque de una forma más lenta), o bien, invernar como adulto hasta la próxima primavera en las regiones más frías. Pueden tener de 6 a 8 generaciones anuales.

Síntomas y daños

T. urticae se alimenta a través de los quelíceros (piezas bucales con forma de estilete) que usa para absorber los contenidos celulares, vaciando las células, que terminan muriendo. Por ello, en el haz de las hojas se observan pequeñas manchas blanquecinas (principalmente en las zonas próximas al nervio central), que terminan confluyendo en áreas decoloradas difusas y que confieren a la hoja un color mate característico.

La presencia de las “telas de araña” en partes terminales de la planta y envés de las hojas es un signo característico de los ataques de *Tetranychus* spp.

En las partes afectadas disminuye la transpiración y la actividad fotosintética, estos daños pueden verse agravados en plantas en deficiente estado vegetativo y con tiempo cálido y seco, llegando a producirse defoliaciones importantes.

Periodo crítico para el cultivo

No se han determinado los periodos críticos para el cultivo de leguminosas. Sin embargo los ataques en las primeras fases del cultivo pueden comprometer el desarrollo de la planta.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

Es importante realizar una detección precoz debido al alto potencial reproductivo de la especie y, posteriormente, vigilar las parcelas cuando se den condiciones de temperatura elevada y baja humedad relativa.

Las colonias de ácaros se desarrollan en focos, invadiendo los cultivos desde las plantas adventicias; en las cuales sobreviven en invierno como formas móviles en diferentes estadios. Las plantas son colonizadas inicialmente en su parte baja, pero los ácaros se dispersan hacia la parte alta con el aumento de densidad y presentan preferencia por las hojas jóvenes. En cultivos al aire libre el seguimiento se iniciará en los bordes de las parcelas. En invernadero se debe realizar un seguimiento durante todo el cultivo de forma aleatoria y abarcando toda la superficie. Las zonas más susceptibles se encuentran cerca de puertas, ventanas, roturas de la estructura y bordes.

Medidas de prevención y/o culturales

- Gestionar adecuadamente la vegetación adventicia y eliminar las malas hierbas y restos del cultivo en invernaderos y en los bordes de las parcelas, que puedan servir de reservorio de la plaga.
- Evitar el abonado nitrogenado excesivo, ya que el vigor favorece la proliferación de ácaros.

Umbral/Momento de intervención

No se han determinado umbrales para el cultivo de leguminosas al aire libre, por lo que al detectar los focos iniciales es recomendable hacer aplicaciones acaricidas localizadas. En cultivos

en invernadero se aplicarán medidas de control generalizadas cuando se detecte más de un foco por cada 1000 m² de superficie 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

Los ácaros fitoseidos se consideran los principales enemigos naturales de los tetránquidos, estableciéndose que no es necesario realizar tratamientos acaricidas cuando los fitoseidos estén presentes en más del 50 % de las plantas afectadas por araña roja.

Las especies de fitoseidos citadas como más eficaces en el control de *Tetranychus* sp. son: *Amblyseius swirskii*, *Amblyseius californicus*, *Amblyseius andersoni* y *Phytoseiulus persimilis*.

Medios químicos

En esta plaga es muy importante la alternancia entre materias activas utilizadas, puesto que se han descrito resistencias a los acaricidas de uso común. Se debe asegurar que generaciones sucesivas de una misma población no sean tratadas con productos con el mismo modo de acción y no realizar más de una aplicación por campaña con productos análogos.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Consejería de Agricultura, Pesca y Desarrollo Rural. (2015). *Orden de 15 de diciembre de 2015, por la que se aprueba el Reglamento Específico de Producción Integrada de cultivos hortícolas protegidos: tomate, pimiento, berenjena, judía, calabacín, pepino, melón y sandía*. Boletín Oficial de la Junta de Andalucía, 248. Disponible en:

<http://www.juntadeandalucia.es/boja/2015/248/4>

Consejería de Agricultura y Pesca de la Junta de Andalucía. (2014). *Protocolo de campo para el seguimiento del cultivo judía verde*. Red de alerta e información fitosanitaria. Disponible en:

<https://www.juntadeandalucia.es/export/cdn-micrositios/documents/71753/92810/Judia+verde/15b40d7d-ba08-476f-a465-6222ca3ff651>

García, F.; Llórens, J.M.; Costa, J. y Ferragut, F. (1991). *Ácaros de las plantas cultivadas y su control biológico*. Pisa Ediciones. 175 pp.

Gómez-Bernardo, E. M.; Lorenzana, A.; Campelo, M. P. y Santiago, R. (2004). Ficha 227: *Tetranychus urticae* Koch (araña roja) en varios cultivos. En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_227.pdf

IRAC Mode of Action Team. (2014). *Acaricide mode of action classification: a key to effective acaricide resistance management*. Disponible en:

<http://www.irac-online.org/documents/mites-moa-poster/>



***Acanthoscelides obtectus* (Say), *Bruchus* spp., *Callosobruchus ornatus* (Boheman) (GORGOJOS)**



1. Adulto de *A. obtectus*



2. Daños de *A. obtectus* en semillas de judía



3. Adultos de *A. obtectus* y detalle de daños en semillas de judía



4. Orificios de salida de *A. obtectus* en semillas de judía

Fotografías: Laboratorio de Diagnóstico de Plagas y Enfermedades Vegetales. Universidad de León (1 y 2), Bonifacio Reinoso, Universidad de León (3 y 4)

Descripción

La familia Chrysomelidae (Bruchidae) subfamilia Bruchinae, de amplia distribución geográfica, incluye especies que constituyen plagas importantes para las leguminosas, entre las que destacan: *Acanthoscelides obtectus* (gorgojo de la judía, que afecta también a otras leguminosas como *Vicia* spp., lentejas, garbanzos y soja), *Callosobruchus ornatus* (gorgojo del garbanzo) y diversas especies del género *Bruchus*, que también pueden dañar semillas de leguminosas almacenadas. Algunas del género *Bruchus* presentan alta polifagia, pero otras tienen una marcada prioridad por determinados hospedadores, por ejemplo *B. pisorum* L. (gorgojo del guisante), *B. rufimanus* (gorgojo de las habas), *B. rufipes* (gorgojo de las vezas, yeros y *Lathyrus* spp.) o *B. signaticornis* y *B. lentis* (gorgojos de la lenteja).

Salvo por algunas diferencias en función de la especie, en general, los adultos tienen un tamaño entre 3 y 4,5 mm, con la cabeza pequeña con antenas largas y aserradas y protórax cónico o redondeado. Tienen el cuerpo color marrón, pardo oscuro o negro, cubierto de sedas o velloso corto y suave de color grisácea o dorada (en el caso de *A. obtectus*); a veces con zonas glabras que forman manchas rectangulares sobre los élitros, los cuales son pequeños en relación al cuerpo,

no llegando a cubrir el abdomen. Los fémures posteriores están provistos de una espina fuerte y dos más pequeñas en la base, colocadas sobre el borde interno inferior.

En primavera (o durante el verano en el caso del gorgojo de la judía), los adultos vuelan hacia las flores de los cultivos de leguminosas, alimentándose del néctar y el polen. *A. obtectus* realiza la puesta sobre las vainas cuando comienzan a amarillear, mientras que los otros brúquidos lo hacen sobre las vainas en formación cuando casi han alcanzado su longitud definitiva. Los huevos son alargados, de unos 0,6 mm de longitud, blancos y lisos en el caso *A. obtectus* o amarillos brillantes en otros gorgojos.

A los 10 días aproximadamente las larvas eclosionan. La larva neonata, eruciforme, con la cabeza amarillenta y cuerpo blanquecino, mide entre 1 y 1,2 mm de longitud y está provista de patas que le permiten introducirse en la semilla, a la que acceden por la sutura ventral de las vainas, donde completan su desarrollo. El orificio original de entrada se torna indistinguible. En el caso de *A. obtectus* pueden desarrollarse varias larvas en una única semilla, mientras que en el resto, lo habitual es que sólo haya una larva por grano. Después de la primera muda se transforma en ápoda, presentando forma arqueada y cabeza de color marrón.

Tras sucesivas mudas, la larva de último estadio, próxima a pupar, recorta un opérculo de salida en la pared de la semilla, respetando la cutícula. Realiza la pupación en el interior de esta, donde permanece en estado de ninfa unos 10 días. Una vez transformado en adulto, rompe la cutícula saliendo al exterior (en ocasiones tras pasar el invierno en el interior del grano). Si sale durante el invierno, buscará refugio, si es en primavera, volará hacia las flores de los cultivos de leguminosas para alimentarse.

Existen diferencias en el ciclo biológico entre *A. obtectus* y el resto de gorgojos con importancia económica. Así, el gorgojo de la judía es polivoltino (presenta varias generaciones al año): los adultos que emergen de las semillas pueden realizar nuevas puestas en campo (si la variedad de judía y el ciclo del cultivo lo permiten), dando lugar a una segunda generación. Las judías cosechadas pueden llegar al almacén infestadas por puestas o por el insecto en cualquiera de sus fases de desarrollo. Durante su almacenamiento pueden sucederse varias generaciones dada su capacidad de puesta sobre semillas secas.

El resto de brúquidos son univoltinos (una generación al año) y no se pueden reproducir en los granos almacenados, han de hacerlo en los granos aún verdes.

Síntomas y daños

La alimentación por parte de los adultos con el néctar y el polen de las flores no suele tener ninguna repercusión significativa. El daño principal está ocasionado por las larvas al alimentarse de los granos, lo que se traduce en reducciones en el peso del grano y depreciación del valor comercial. En el caso de que la semilla se utilice para siembra, se puede reducir la capacidad de germinación cuando el daño afecta al embrión, o bien provocar nascencias irregulares o pérdida de vigor inicial, cuando los daños se producen en el albumen.

Los síntomas más evidentes son los orificios de salida característicos que los adultos dejan en las semillas, pudiendo contener cada una de ellas varios individuos de *A. obtectus*, o normalmente uno para el resto de gorgojos.

Periodo crítico para el cultivo

El inicio del ciclo reproductivo de *A. obtectus* tiene lugar cuando las vainas están madurando. Las sucesivas generaciones pueden tener lugar tanto en campo, hasta el momento de la recolección, como en el almacén.

Para el resto de gorgojos, el periodo crítico comienza con el inicio de la floración, cuando los adultos se asientan en los cultivos alimentándose del néctar y el polen de las flores. El mayor riesgo coincide con el periodo del final de elongación de las vainas, cuando comienzan a realizarse las puestas.

Estado más vulnerable para la plaga

Adultos y larvas neonatas antes de penetrar en la semilla.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

En general, en campo es difícil detectar visualmente a estos insectos por su tamaño y color; igualmente, la puesta también es prácticamente inapreciable. Como alternativas, se puede realizar el muestreo sacudiendo la planta sobre una superficie blanca a partir del inicio de floración, o mediante la colocación de trampas engomadas en superficie. También se puede usar la manga entomológica. En este caso debe realizarse el manguero sobre las flores inferiores, por lo que hay que hacerlo cuidadosamente para evitar la rotura de las plantas.

En el almacén el seguimiento puede realizarse sobre los granos, observando la superficie traslúcida del opérculo de salida si los adultos continúan aún dentro, o bien los orificios una vez han salido. *A. obtectus*, puede realizar puestas entre o sobre los granos una vez almacenados, o incluso en los envases. Se debe revisar periódicamente la semilla almacenada con el fin de detectar orificios de salida y harina, indicadores de la presencia del insecto.

También puede detectarse la presencia en el almacén por medio de trampas que se colocan en la superficie o se insertan en los montones de grano. Mediante la revisión periódica de las trampas se establecerán los momentos oportunos de tratamiento en caso de infestación.

Medidas de prevención y/o culturales

Pueden ser beneficiosas las medidas profilácticas dirigidas a la eliminación de los restos de cultivo que queden en el campo, fundamentalmente granos caídos. También puede ser beneficiosa la rotación con cultivos no hospedadores.

El uso para siembra de semilla seleccionada y tratada es una medida de control eficaz, se evita la utilización de semilla agorgojada: aunque el embrión no haya sido dañado, la pérdida de albumen generalmente conlleva una nascencia irregular y deficiente. Además, las semillas infestadas pueden llevar insectos a zonas libres de infestación o incrementar la población de la plaga en las zonas en las que ya está presente. En trabajos que requieran el uso de partidas de siembra muy pequeñas, una forma relativamente sencilla de seleccionar semilla es por flotación en el agua, ya que la semilla agorgojada tiende a flotar con mayor facilidad que la semilla sana.

La siembra de variedades de ciclo corto y precoces, así como la recolección rápida una vez alcanzada la madurez, pueden reducir la incidencia de *A. obtectus*. Para otros gorgojos, una siembra temprana, si fuera factible, puede ayudar al adelanto de la formación de las vainas y al escape parcial en los momentos máximos de ataque.

Una vez cosechadas, las semillas que se introduzcan en el almacén han de estar limpias, sin restos vegetales (vainas, tallos, etc.). También en el almacén son imprescindibles unas buenas condiciones de limpieza y ventilación para evitar la proliferación de gorgojos, para este fin se puede considerar la fumigación del almacén antes de introducir el grano. La conservación de la semilla en ambientes secos y frescos, ralentiza el desarrollo de las larvas y evita reinfestaciones en el almacén.

Se debe tener en cuenta que parte de los futuros adultos que infestarán los cultivos son aquellos invernantes procedentes de los almacenes, por lo que es aconsejable colocar mallas en los graneros para evitar el movimiento de los adultos hacia el campo.

Umbral/Momento de intervención

Para *A. obtectus* no se han definido umbrales de actuación; la decisión debe estar basada en la incidencia de la plaga en años anteriores y la detección de la infestación en el almacén. Los tratamientos, en caso de ser necesarios, deben realizarse al inicio de la maduración de las plantas.

Para el resto de gorgojos, en zonas con presencia endémica o historial de afectación, puede ser recomendable un tratamiento preventivo en campo una vez iniciada la floración y ya habiendo comenzado el desarrollo de las vainas; o bien cuando las temperaturas máximas sean superiores a 20 °C y se detecten adultos (ver seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo) en las vainas más bajas del 50 % de las plantas muestreadas durante el periodo formación de vainas. Si continúan observándose adultos, repetir el tratamiento a las 2 ó 3 semanas.

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

Anisopteromalus calandrae (Hymenoptera: Pteromalidae), encontrado en España parasitando plagas de coleópteros de cereales almacenados, ha sido descrito en la bibliografía como posible agente de biocontrol de *A. obtectus* y otros brúchidos.

También se cita como potencialmente efectivo la aplicación de hongos entomopatógenos.

Medios físicos

El tratamiento de la semilla seca (contenido de humedad menor del 12 %) con frío resulta satisfactorio como medida de control, si bien su aplicación sólo es viable en pequeños volúmenes de grano. Un periodo de 48 horas a -18 °C con pequeñas cantidades de semillas puede ser suficiente para eliminar las larvas y adultos que están desarrollándose dentro de los granos, sin que se vea alterada la capacidad de germinación de estas.

Medios químicos

En el momento de maduración de las vainas para el caso de *A. obtectus*, o en el periodo de floración y formación de vainas para el resto de brúchidos, puede ser necesaria la aplicación de algún producto fitosanitario autorizado.

En caso de infestaciones constatadas en los almacenes, al año siguiente y antes de la entrada del grano, se deben pulverizar paredes, suelos y techos con un producto autorizado. A la entrada de la cosecha también puede ser necesario un tratamiento con algún producto de contacto, sobre el grano extendido. Si se detectan insectos durante el almacenamiento el único método de control químico posible es el uso de un fumigante autorizado.

Actualmente se estudia la aplicación de aceites esenciales (de laurel, romero, lavanda, etc.) por su posible acción como repelentes, antiapetentes, inhibidores de la puesta y otros efectos por el momento no bien determinados.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

- Carrero, J.M. y Planes, S. (2008). Plagas y enfermedades de las leguminosas (gorgojos). En: *Plagas del campo*. Carrero, J.M. y Planes, S. (Eds.). Ediciones Mundi-Prensa. Pp: 589-592
- De Liñán, C. y Garrido, A. (1998). *Acanthoscelides obtectus* (Say) (Bruchidae). En: *Entomología agroforestal. Insectos y ácaros que dañan montes, cultivos y jardines*. De Liñán Vicente, C. (Coord.). Ediciones Agrotécnicas. S.L. 1060 - 1063.
- Fueyo, M. A. y Baranda, A. (1990). *Diagnóstico y control del gorgojo en la faba Granja Asturiana (Phaseolus vulgaris L.)*. Serie Información Técnica. 18 pp. Disponible en: <http://www.serida.org/pdfs/743.pdf>
- Instituto Tecnológico Agrario de Castilla y León (ITACyL). (2018). Gorgojos de las leguminosas (*Bruchus* spp., *Callosobruchus ornatus*, *Acanthoscelides obtectus*). En: *Fichas de apoyo de plagas y enfermedades; leguminosas*. Junta de Castilla y León. Disponible en: <http://plagas.itacyl.es/documents/109511/301887/LE-P-05+GORGOS+EN+LEGUMINOSAS.pdf/0447d353-1137-55ce-a1b5-160188fb573d>
- Pascual-Villalobos, M.J. y del Estal P. (2004). *Plagas de almacén del arroz y enemigos naturales en Calasparra (Murcia)*. Bol. San. Veg. Plagas, 30: 363-368. Disponible en: https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/Biblioteca/Revistas/pdf_plagas%2FBSVP-30-02-363-368.pdf
- Pérez-Vega, E.; Miñarro, M. y Ferreira J. J. (2014). *Principales plagas observadas en el cultivo de faba granja asturiana*. Boletín Informativo del SERIDA. Tecnología Agroalimentaria, 14: 8-13. Disponible en: <http://www.serida.org/pdfs/5936.pdf>
- Romero, G.; Romero, J.; Yus, R.; Burgos, A.; Valdez, J. y Flores, A. (2009). *Gorgojos de la familia Bruchidae (Coleoptera) asociados a semillas de plantas silvestres destinadas para germoplasma*. Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa, 44: 333-342. Disponible en: http://sea-entomologia.org/Publicaciones/PDF/BOLN44/333_342BSEA44Bruchidaesemillas.pdf
- Yus, R. (1976). *Las especies de Brúquidos (gorgojos de las leguminosas) de interés agrícola y fitosanitario (Col. Bruchidae). I: Caracteres generales*. Bol. Serv. Plagas, 2: 1-35. Disponible en: https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/Biblioteca/Revistas/pdf_plagas%2FBSVP-02-02-161-203.pdf
- Yus, R.; García, R. y Ventura, D. (2008). *Nuevos datos sobre la biología de algunas especies de brúquidos (Coleoptera: Bruchidae) de las Islas Canarias: fitohuéspedes y parasitoides*. Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa, 42: 355-359. Disponible en: http://sea-entomologia.org/Publicaciones/PDF/BOLN42/355_359BSEA42BruchidaeCanarias.pdf
- Yus, R. (2010). *Catálogo comentado de brúquidos de la provincia de Málaga (España) (Coleoptera: Bruchidae)*. Boln. Asoc. esp. Ent., 34 (3-4): 353-393. Disponible en: <http://www.entomologica.es/index.php?d=publicaciones&num=49&w=985>



Autographa gamma (Linnaeus), *Chrysodeixis chalcites* (Esper), *Helicoverpa armigera* (Hübner), *Spodoptera exigua* (Hübner) y *S. littoralis* (Boisduval) (LEPIDOPTEROS DEFOLIADORES)



1. Daños en hojas de judía



2. Daños en vainas de judía.jpg



3. Larva de *H. armigera* sobre vaina de judía



4. Larva de *H. armigera* alimentándose de una semilla de judía



5. Pupas de *H. armigera*



6. Adulto de *H. armigera*

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León (1, 2, 3 y 5), Laboratorio de Diagnóstico de Plagas y Enfermedades Vegetales. Universidad de León (4 y 6)

Descripción

El ciclo vital de los lepidópteros es holometábolo, con una fase huevo, una fase larvaria que reúne varios estadios, una fase de pupa y una fase adulta. Se consideran las cinco especies aquí recogidas como las más importantes en relación a los daños que provocan durante la fase larvaria, cuando las larvas se alimentan de las hojas.

***Autographa gamma* y *Chrysodeixis chalcites* (denominadas comúnmente plusias):**

Los huevos, de color blanquecino, estriados y con forma de cúpula, son depositados de forma aislada al azar.

La larva totalmente desarrollada mide de 35 a 40 mm, tiene color verde y tres pares de pseudopatas abdominales. La cabeza, pequeña y afilada, es verde con un trazo negro. El cuerpo, también afilado, se engrosa al final y presenta bandas de color blanco (dorso laterales muy finas en *C. chalcites*).

La pupa es inicialmente verdosa y se forma en un capullo flojo de seda blanca; posteriormente se va oscureciendo.

El adulto, de envergadura alar de 40 a 45 mm, presenta en el tórax un penacho de pelos característico. Las alas posteriores son pardo-grisáceas y las alas anteriores pardas, con irisaciones doradas y manchas rosáceas. Se diferencian en que *A. gamma* tiene en las alas anteriores una zona media gris púrpura con dos manchas similares a la letra griega gamma, mientras que *C. chalcites* presenta dos manchas oblicuas de color plata ribeteadas en blanco.

Si las condiciones son favorables se pueden desarrollar 2 o 3 generaciones anuales, pudiendo pasar el invierno en forma de larva ya que poseen una considerable resistencia al frío.

Helicoverpa armigera:

Los huevos son blancos recién puestos, aunque se van oscureciendo con el paso del tiempo, tienen forma redondeada (más altos que anchos) y son estriados. La hembra los deposita de forma aislada, preferentemente en el envés de las hojas.

El color de las larvas varía dependiendo del medio donde se desarrollen y del estadio larvario. Generalmente son de amarillentas a verdosas con la cabeza verde o pardo clara. Alcanzan los 30 a 35 mm cuando están totalmente desarrolladas y presentan cinco pares de pseudopatas abdominales. El cuerpo es cilíndrico y presenta en la banda dorso lateral puntos negros y rojos o naranjas (más grandes en los primeros segmentos abdominales), y dos puntos negros por segmento donde nacen setas fuertes. Lateralmente también presenta una banda blanca por debajo de los estigmas.

La pupa es de color marrón-rojizo, de unos 20 a 25 mm, y posee dos espinas en la parte terminal.

El adulto alcanza una envergadura alar de 35 a 40 mm. El macho es color gris verdoso y la hembra pardo anaranjado. En las alas anteriores se puede observar un punto negruzco muy característico.

En condiciones óptimas puede completar 3 o 4 generaciones al año, pudiéndose encontrar simultáneamente los distintos estados (huevos, larvas, pupas y adultos). El periodo de vuelo de los adultos puede iniciarse desde mediados de abril y extenderse hasta septiembre u octubre.

Spodoptera exigua* y *S. littoralis:

Los huevos son puestos agrupados preferentemente en el envés de las hojas y recubiertos por escamas de la hembra, lo que les confiere un color blanquecino.

La larva de *S. exigua* puede alcanzar una longitud de 20 a 30 mm; tiene 5 pares de pseudopatas abdominales y es de color verde, aunque el tono puede variar dependiendo de si se encuentra en fase solitaria o gregaria (más oscura) y del estado de desarrollo. Los ejemplares en los primeros estadios larvarios son de color blanquecino, con la cabeza negra, mientras que los últimos estadios presentan la cabeza ocre, con reticulado blanquecino y poseen manchas y líneas a lo largo del cuerpo.

La larva de *S. littoralis* puede medir de 35 a 40 mm en su último estadio larvario; presenta 4 pares de pseudopatas abdominales siendo su coloración negruzca, de aspecto aterciopelado, con la cabeza marrón oscura o negra. En cada segmento tiene una mancha lateral negra y en el primero presenta también otros 4 puntos negros. Las patas torácicas son negras mientras que las pseudopatas son más claras en su cara interna.

La pupa de *S. exigua* es verde al principio virando a marrón tabaco al final y presenta 4 espinas en la parte inferior, mientras que *S. littoralis* es marrón rojiza y solo tiene 2 espinas.

El adulto *S. exigua*, con una envergadura alar entre 25 y 30 mm, se caracteriza por sus alas anteriores de color marrón terroso o grisáceo, estriadas y con 2 manchas de colores anaranjados. Las alas posteriores son blancas con el borde marrón difuso. Los adultos de *S. littoralis* pueden alcanzar una envergadura alar de 35-40 mm y son de color marrón claro. Las alas anteriores presentan diferentes dibujos, las manchas más características situadas en la zona central son de color marrón claro rodeado de blanco, siendo una de ellas con forma de "A" y la otra alargada. Además, hay una línea de manchas marginales marrones o negras. Las alas posteriores son de color blanco, traslúcidas con los bordes de color marrón.

S. exigua y *S. littoralis* tienen ciclos biológicos rápidos y variables, pudiendo completar entre 3 y 6 generaciones al año dependiendo de si están en zona de interior o de costa.

La fase adulta de estas 5 especies tiene hábitos nocturnos, no siendo fácil detectar las mariposas en los cultivos. También se caracterizan por ser migratorias, proviniendo muchas veces las infestaciones de zonas más cálidas. En general, la infestación inicial es en focos aislados extendiéndose estos posteriormente a zonas próximas.

Síntomas y daños

Todas las especies suelen realizar la puesta en las hojas tiernas de la parte apical de las plantas, por lo que los primeros estadios larvarios ocasionan daños directos royendo el parénquima de la cara inferior de las hojas y dejando la epidermis. Si estas mordeduras afectan a la yema apical del tallo en los primeros estados fenológicos de las plantas pueden llegar a "cegarlas". En los siguientes estadios las larvas se vuelven más voraces, pudiendo atravesar las hojas con las mordeduras y provocar importantes defoliaciones. Las larvas de mayor edad también pueden roer tallos, realizar galerías o moverse a los frutos para alimentarse de vainas y semillas, lo que conlleva importantes pérdidas de calidad del producto y mermas en la cosecha. Se han constatado daños importantes en judía producidos por larvas de últimos estadios de *H. armigera* sobre vainas y semillas.

Estas especies también pueden provocar daños indirectos, de menor importancia, relacionados con las heridas que ocasionan y que facilitan la entrada de patógenos.

Periodo crítico para el cultivo

El periodo crítico tiene lugar en las primeras fases del cultivo, pero estas especies pueden realizar graves daños también durante la formación de vainas y semillas.

Estado más vulnerable de la plaga

Huevo y primeros estadios larvarios.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

En cultivos al aire libre se recomienda realizar el seguimiento de los vuelos mediante trampas de tipo polillero (Funnel) con feromona específica para cada especie, colocándolas entre 10 y 20 cm por encima del cultivo y de manera espaciada para tratar de cubrir toda la superficie.

Con las primeras capturas en las trampas se realizará el seguimiento de la plaga sobre plantas, ya que esto indica que puede haber actividad de puesta, siendo previsibles daños en cuanto eclosionen los huevos.

La detección de los huevos y primeros estadios larvarios será sobre las hojas, aunque *H. armigera* y *S. exigua* pueden localizarse también sobre los brotes. Se recomienda abarcar, en la medida de lo posible, toda la zona de cultivo, realizando el muestreo de forma aleatoria, observando hojas de la planta completa (partes apical, media y baja).

En invernadero es imprescindible revisar las partes más sensibles al ataque inicial, siendo estas las zonas cercanas a puertas, ventanas, o zonas rotas de los invernaderos.

Medidas de prevención y/o culturales

- Se aconseja colocar mallas en los invernaderos para reducir la entrada de adultos.
- Eliminar las plantas adventicias y los restos de cultivo.

Umbral/Momento de intervención

El umbral de tratamiento sólo está establecido para judía de verdeo en invernadero, superándose cuando se observen los primeros daños.

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

Los enemigos naturales que ejercen un buen control sobre noctuidos suelen ser depredadores, destacando para los primeros estadios *Chrysoperla carnea* y *Orius* spp. *Trichogramma evanescens* es un parasitoide eficaz de huevos de plusias y helicoverpa. Se describe también el control biológico sobre estas especies realizado por bacterias entomopatógenas, virus entomopatógenos de la familia Baculoviridae y por los nematodos de la familia Steinernematidae.

En el caso de que existan, se podrán utilizar formulados a base de microorganismos autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.

Medios biotecnológicos

El trampeo masivo mediante trampas con feromonas durante todo el cultivo puede reducir la población adulta.

Medios químicos

Si fuera necesario se aplicarán tratamientos en los primeros estadios larvarios (más sensibles) y se priorizará el uso de fitosanitarios autorizados como reguladores del crecimiento.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Arribas, M.C.; Santiago, R. y Colino, M.I. (2011). Ficha 339: *Helicoverpa armigera* L. (Oruga del tomate) en tomate. En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en: https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_339.pdf

Cabello, T. (2008). Control biológico de noctuidos y otros lepidópteros. En: *Control biológico de plagas agrícolas* (Jacas, J. A. y Urbaneja, A.). Phytoma (España): 279-306.

Cabello, T. y Belda, J. (1994). Noctuidos plaga (Lepidoptera: Noctuidae) en cultivos hortícolas de invernaderos. En: *Sanidad vegetal en la horticultura protegida*. Coor. Ramón Moreno Vázquez. Junta de Andalucía. Conserjería de Agricultura y Pesca. Cursos superiores 1/94: 179-211.

Cabello, T.; González, M.P.; Justicia, L. y Belda, J.E. (1996). *Plagas de noctuidos* (Lep.; Noctuidae) y su fenología en cultivos en invernaderos. Junta de Andalucía. Conserjería de Agricultura y Pesca. Informaciones Técnicas 39/96. 155 pp. Disponible en:

http://www.juntadeandalucia.es/export/drupaljda/1337170142Plagas_de_Noctuidos_y_su_Fenologxa_en_Cultivos_en_Invernaderos.pdf

Consejería de Agricultura y Pesca de la Junta de Andalucía. (2014). *Protocolo de campo para el seguimiento del cultivo de judía verde*. Red de alerta e información fitosanitaria. Disponible en: <https://www.juntadeandalucia.es/export/cdn-micrositios/documents/71753/92810/Judia+verde/15b40d7d-ba08-476f-a465-6222ca3ff651>

OEPP/EPPO. (2015). *Spodoptera littoralis*, *Spodoptera litura*, *Spodoptera frugiperda*, *Spodoptera eridania*. Diagnostic. Bulletin OEPP/EPPO, 45 (3): 410-444. Disponible en:
<https://gd.eppo.int/download/standard/649/pm7-124-1-en.pdf>

Santiago, R.; Colino, M.I. y Arribas, M.C. (2006). Ficha 286: *Chrysodeixis chalcites* Esp. (Plusia, oruga medidora) en varios cultivos. En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en:
https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_286.pdf



Delia platura (Meigen) (MOSCA DE LA SIEMBRA)



1. Adulto de mosca de la siembra



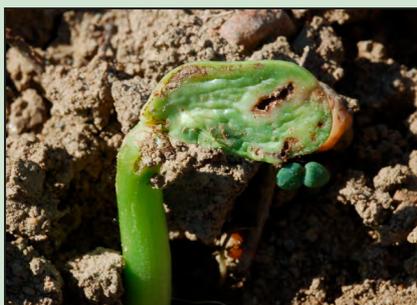
2. Larva de mosca de la siembra



3. Pupa de mosca de la siembra



4. Desorejado o descabezado de plántulas de judía



5. Mordeduras de *D. platura* en cotiledones de judía



6. Detalle de descabezado en plántula de judía



7. Mordeduras en plántula de judía



8. Daños y larvas de *D. platura* en semilla de judía



9. Fallos o marras de nascencia en campo de judía

Fotografías: Laboratorio de Diagnóstico de Plagas y Enfermedades Vegetales. Universidad de León (1 a 3), Bonifacio Reinoso, Universidad de León (4 a 9)

Descripción

Delia platura (Diptera: Anthomyiidae) es un insecto muy polífago que afecta de forma importante a judía y a otras leguminosas.

Los adultos de *D. platura* miden unos 6 mm y tienen una apariencia semejante a la de la mosca doméstica. La hembra pone los huevos aislados en la superficie del suelo recién labrado, fresco y, preferentemente, húmedo y rico en materia orgánica.

La larva es ápoda, blanquecina, alargada, alcanza al final de su crecimiento entre 6 y 8 mm y tienen alimentación tanto saprófaga como fitófaga. El extremo anterior presenta la cabeza muy reducida (acéfala), pudiendo ser observadas las piezas bucales de color negro. El extremo posterior del abdomen está truncado oblicuamente.

La pupación ocurre en el suelo, a una profundidad variable; posteriormente emergen los adultos al final del invierno o el principio de la primavera.

En el norte de España pueden llegar a tener dos o tres generaciones al año.

Síntomas y daños

Los daños son causados por las larvas, que se alimentan de materia orgánica en descomposición, semillas, brotes tiernos y cotiledones, tallos de plántulas, y raíces.

Las mordeduras en los brotes tiernos o en los cotiledones de las plántulas antes de la emergencia originan el denominado "desorejado" o "descabezado" de estas, y el consiguiente fallo o "marra" de nascencia. Si este daño es generalizado obliga a realizar una resiembra de la parcela.

Las larvas también pueden realizar galerías en los tallos y el cuello de las plantas recién emergidas, provocando su debilitamiento o su muerte prematura, según el nivel de daño. Además, las plantas atacadas que sobreviven son más susceptibles a enfermedades producidas por hongos de suelo.

Periodo crítico para el cultivo

Después de la siembra tiene lugar el periodo más susceptible del cultivo, que abarca entre 3 y 4 semanas. La judía es sensible a esta plaga hasta el estado fenológico de 2 hojas trifoliadas. Si las condiciones de germinación no son buenas, la planta tiene poco vigor o se ha depositado la semilla a profundidad excesiva, el periodo crítico se puede alargar.

Estado más vulnerable para la plaga

Estado de larva.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Es importante realizar un seguimiento de la parcela de cultivo desde los primeros días después de la siembra hasta que se alcance un adecuado establecimiento de las plantas. Pueden emplearse placas cromotrópicas amarillas para la detección de la presencia de adultos, ya que cuando se observan los daños producidos por las larvas es demasiado tarde para actuar.

Si el nivel de nascencia es bajo, desenterrar la simiente y observar si hay daños; las semillas consumidas por las larvas tienen el aspecto de un cascarón de huevo vacío.

Medidas de prevención y/o culturales

De forma general, deben adoptarse medidas que favorezcan la rapidez en la nascencia y en el desarrollo las plántulas, por ser los estados fenológicos iniciales más sensibles a la acción de este insecto. Ha de tenerse en cuenta que niveles elevados de humedad y de materia orgánica en el terreno, junto con temperaturas bajas en la época de siembra, dificultan la germinación y retrasan el desarrollo del cultivo favoreciendo la acción de *D. platura*.

Por todo ello, se aconseja:

- Eliminar la posible flora arvense que puede actuar como hospedadora del insecto.
- Realizar los aportes de materia orgánica con bastante antelación a la fecha de siembra.
- Realizar labores superficiales previas a la siembra para que el terreno tenga tempero y no exceso de agua.
- Si no se consiguen condiciones adecuadas para la siembra retrasarla en la medida de lo posible.
- Realizar siembras poco profundas, que contribuyen a una nascencia más rápida reduciendo el riesgo de ataque.
- Utilizar semillas de calidad y no envejecidas para que germinen antes y estén menos tiempo expuestas a la plaga.
- Eliminar restos vegetales del cultivo, ya que pueden favorecer la supervivencia del insecto.

Umbral/Momento de intervención

No se ha definido un umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables.

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

Depredadores generalistas coleópteros carábidos y estafilínidos actúan sobre larvas y huevos respectivamente. También algunos nematodos entomopatógenos tienen incidencia en estos insectos.

Medios químicos

Sólo se contempla el tratamiento de la semilla de siembra.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Kaur, H.; Goyal, G. y Gillett-Kaufman, J. L. (2013). *Seedcorn maggot, Delia platura* (Meigen) (Insecta: Diptera: Anthomyiidae). Series of the Entomology and Nematology Department, University of Florida, Institute of Food and Agricultural Sciences Extension. EENY566: 1-5. Disponible en: <https://edis.ifas.ufl.edu/pdf/IN/IN100200.pdf>

Légaré, Jean-Philippe y Moisan-De Serres, Joseph. (2015). *La mouche des semis (Delia platura)*. *Laboratoire de diagnostic en phytprotection, MAPAQ*. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation. Québec. Disponible en: https://www.agrireseau.net/documents/Document_90443.pdf

Pérez-Vega, E.; Miñarro, M. y Ferreira J. J. (2014). *Principales plagas observadas en el cultivo de faba granja asturiana*. Boletín Informativo del SERIDA. Tecnología Agroalimentaria, 14: 8-13. Disponible en: <http://www.serida.org/pdfs/5936.pdf>

Valenciano, J. B. y Casquero, P. A. (2001). *Influencia de la técnica de siembra en los daños producidos por la mosca de los sembrados (Delia platura (Meigen)) en la alubia (Phaseolus vulgaris L.)*. Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas, 27: 291-297. Disponible en: https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/revistas/pdf_plagas/BSVP-27-02-291-297.pdf

Valenciano, J. B.; Casquero, P. A. y Boto J. A. (2004). *Evaluation of the occurrence of bean plants (Phaseolus vulgaris L.) affected by bean seed fly, Delia platura (Meigen), grown under different sowing techniques and with different forms of pesticide application*. Field Crops Research 85: 103-109.



***Bemisia tabaci* (Gennadius) y *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (MOSCAS BLANCAS)**



1. Aspecto de los adultos



2. Estados inmaduros



3. Huevos y adultos en el envés de una hoja de judía



4. Colonia en el envés de las hojas



5. Síntomas en el haz de una hoja de judía

Fotografías: M. Piedad Campelo, Universidad de León

Descripción

Se conoce como “moscas blancas” a un grupo de insectos hemípteros de la familia Aleyrodidae, que se caracterizan por infestar las hojas de las plantas. Las especies de moscas blancas más importantes en España son *Trialeurodes vaporariorum* y *Bemisia tabaci*. Ambas son polípagas, están ampliamente distribuidas y constituyen una plaga de gran importancia económica sobre todo en cultivos protegidos, siendo menor su incidencia al aire libre.

Las dos especies se caracterizan por ser insectos de pequeño tamaño que poseen un aparato bucal picador chupador, en forma de pico, con el que se alimentan de savia. Afectan a más de 600 especies hospedantes, entre las que se encuentran leguminosas.

Las moscas blancas presentan cuatro estados de desarrollo en su ciclo biológico: huevo, larva, pupa y adulto. A su vez, la fase larvaria tiene tres estadios, I, II y III, aunque existen ciertas discrepancias en la utilización del término de pupa, por lo que a todos los estadios juveniles se les denomina como ninfa, es decir: ninfa I, ninfa II, ninfa III y ninfa IV (pupa).

Los huevos son elípticos y asimétricos, de coloración amarillo verdosa y con un tamaño de 0,2 mm de longitud por 0,1 mm de ancho. Se fija a la hoja a través de una prolongación o pedicelo.

Estadio de ninfa I: traslúcida, de color blanco verdoso y con forma elíptica alargada. Tiene un aparato bucal muy desarrollado. Posee antenas, y patas funcionales; sin embargo, es poco móvil, fijándose generalmente cerca del lugar de la puesta. Una vez fijada se produce la muda,

transformándose en ninfa de segundo estadio, momento en el que tanto las antenas como las patas degeneran. Mide unos 0,3 mm de longitud.

Ninfas II y III: son formas inmóviles. Todos los estadios ninfales son semejantes, diferenciándose únicamente por la coloración (volviéndose más opaca) y el tamaño, ya que a medida que avanza el desarrollo aumentan de grosor y tamaño. Al final del desarrollo pueden alcanzar los 0,7 mm de longitud por 0,4 mm de ancho. Cada etapa tiene una duración entre 2 y 4 días.

Ninfa IV o "Pupa": en este estadio el dorso se eleva en el centro, permaneciendo bajas las áreas marginales. El color es más opaco, pudiendo observarse los ojos compuestos de color rojo en *B. tabaci* y los órganos internos en *T. vaporariorum*. Los esbozos alares se hacen visibles. En este estadio se puede diferenciar morfológicamente ambas especies por el contorno del cuerpo, siendo oval en *T. vaporariorum* y con ondulaciones marcadas en *B. tabaci*.

Adultos: presentan un color amarillo, más intenso en *B. tabaci* y están cubiertos de una sustancia cerosa blanquecina que les da el nombre de moscas blancas. Miden de 0,9 a 1 mm de longitud y 0,32 mm de anchura. *B. tabaci* coloca sus alas a modo de "tejado" sobre su abdomen, formando un ángulo aproximado de 45° con el plano de la superficie de la hoja. Esta forma de plegar las alas sirve para diferenciarla de *T. vaporariorum*, que las posiciona de forma más horizontal.

Los adultos colonizan la planta desde el inicio de los cultivos, aunque su aparición está condicionada por la climatología. El rango de temperatura para su desarrollo está entre 16 °C y 34 °C. Temperaturas letales se sitúan por debajo de los 9 °C y por encima de los 40 °C. El umbral de temperatura para la oviposición es de 14 °C.

Las hembras realizan la puesta preferentemente en el envés de las hojas más tiernas, aunque en algunos cultivos prefieren el haz. En las leguminosas los huevos son depositados de forma dispersa, mientras que en otras especies el patrón de puesta suele ser circular. Tanto los adultos como los estados inmaduros pueden localizarse en el envés de las hojas, donde llevan a cabo su actividad. Con el desarrollo de la planta, y dada la escasa movilidad de los estados inmaduros, éstos se van quedando en las hojas de mayor edad y desarrollo. Por este motivo, a medida que se asciende por la planta, puede observarse de forma progresiva poblaciones más jóvenes.

Síntomas y daños

Los daños causados por mosca blanca se pueden diferenciar entre:

- Daños directos. Producidos por la succión de savia por parte de las ninfas y adultos. En este proceso se inyectan toxinas a través de la saliva, lo que ocasiona debilitamiento de la planta. En ataques intensos se produce deshidratación, clorosis y detención del crecimiento.
- Daños indirectos. Producidos por la secreción de melaza y posterior desarrollo de la negrilla, que merma la capacidad fotosintética de la planta, así como la respiración de ésta, pudiendo además deprecia la calidad de la cosecha y dificultar la penetración de los fitosanitarios.

Por otro lado, las moscas blancas pueden transmitir el Virus del desorden amarillo de la judía y el Virus de la cuchara del tomate.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

Los muestreos deben realizarse regularmente durante todo el cultivo en los invernaderos, ya que las condiciones ambientales son propicias para su desarrollo. El muestreo directo se realiza en el envés de las hojas, en cualquier fase del cultivo, de forma aleatoria abarcando en lo posible todo el invernadero. Los adultos hembra tienen preferencia para la alimentación y oviposición por las hojas más jóvenes y tiernas.

Se pueden utilizar trampas cromotrópicas amarillas para el monitoreo de adultos. Las zonas más sensibles a ataques son aquellas cercanas a las puertas, ventanas o bordes del invernadero.

Medidas de prevención y/o culturales

- Eliminación de restos de cosecha, plantas enfermas y malas hierbas que pueden actuar como reservorio de la plaga.
- Colocar mallas en las ventilaciones de los invernaderos, poner doble puerta o puerta y malla en las entradas. Vigilar que no haya roturas en los plásticos.
- Usar trampas cromotrópicas adhesivas amarillas desde el inicio del cultivo.
- Realizar podas de limpieza periódicas, sobre todo con ataques fuertes, eliminando las hojas de las zonas bajas de la planta.
- Favorecer la proliferación de poblaciones de insectos auxiliares, racionalizando el uso de productos fitosanitarios.

Umbral/Momento de intervención

En judía verde se ha definido como umbral un 50 % de plantas ocupadas, con presencia de fauna auxiliar menor del 25 %.

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

Son numerosas las especies de enemigos naturales que actúan de forma espontánea sobre las especies de mosca blanca. De estos enemigos naturales, existen en el mercado varias de estas especies que pueden aplicarse como métodos de control de mosca blanca:

Depredadores: *Amblyseius swirskii*, *Chrysoperla carnea*, *Macrolophus pigmaeus* y *Nesidiocoris tenuis*.

Parasitoides: *Encarsia formosa* y *Eretmocerus mundus*.

Hongos entomopatógenos: *Verticillium lecanii*.

Medios químicos

Tanto *T. vaporariorum* como *B. tabaci* han demostrado generar resistencias a insecticidas. El uso de insecticidas tradicionales ha dado lugar a biotipos altamente resistentes, por lo que se aconseja el control biológico como estrategia básica de protección. Además, el control químico de ambas especies es difícil ya que la mayoría de los insecticidas son efectivos contra adultos pero menos eficaces frente a estados inmaduros.

Para evitar la aparición de resistencias, si es necesario repetir el tratamiento debido a un aumento de población, alternar productos con distintas materias activas y modos de acción.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Cabello, T., Carricondo, M., Justicia del Río, L. y Belda, J. E. (1996). *Biología y control de las especies de mosca blanca Trialeurodes vaporariorum* (Gen.) y *Bemisia tabaci* (West.) (Hom.; Aleyrodidae) en cultivos hortícolas en invernaderos. Junta de Andalucía. Consejería de Agricultura y pesca. Disponible en:

https://www.juntadeandalucia.es/export/drupaljda/1337170142Biologxa_y_Control_de_las_Especies_de_Mosca_Blanca.pdf

Consejería de Agricultura y Pesca de la Junta de Andalucía. (2014). *Protocolo de campo para el seguimiento del cultivo judía verde*. Red de alerta e información fitosanitaria. Disponible en:

<https://www.juntadeandalucia.es/export/cdn-micrositios/documents/71753/92810/Judia+verde/15b40d7d-ba08-476f-a465-6222ca3ff651>

European and Mediterranean Plant Protection Organization. (1998). *Guideline on good plant protection practice: Solanaceous crops under protected cultivation*. Bulletin OEPP/EPPO, 34: 65-77. Disponible en:

<https://gd.eppo.int/taxon/TRIAVA/documents>

Pérez-Vega, E., Miñarro, M. y Ferreira, J.J. (2014). *Principales plagas observadas en el cultivo de faba granja asturiana*. Tecnología Agroalimentaria. Boletín informativo del SERIDA. Disponible en:

<http://www.serida.org/publicacionesdetalle.php?id=5936>





Liriomyza trifolii (Burgess), *L. huidobrensis* (Blanchard), *L. cicerina* (Rondani) (MOSCAS MINADORAS)



1. Adulto de *L. trifolii*



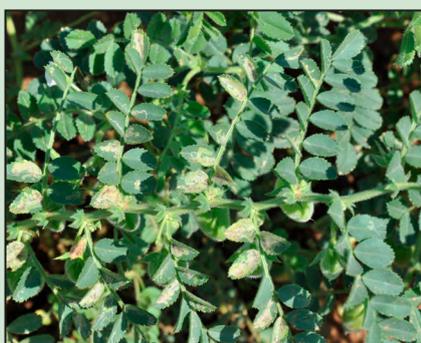
2. Larva y pupas de *L. huidobrensis*



3. Galería o minas realizadas por larvas de *L. cicerina* en hojas de garbanzo



4. Daños producidos por larvas de *L. cicerina* en hojas de garbanzo



5. Hojas de garbanzo atacadas por *Liriomyza*



6. Detalle de minas en hojas de garbanzo

Fotografías: Central Science Laboratory, Harpenden, British Crown, Bugwood.org (1), Merle Shepard, Gerald R. Carner, and P.A.C Ooi, Insects and their Natural Enemies Associated with Vegetables and Soybean in Southeast Asia, Bugwood.org (2), Bonifacio Reinoso, Universidad de León (3 a 6)

Descripción

Dentro de la familia Agromyzidae (Orden Diptera) el género más importante, en relación con el número de especies y daños causados en la agricultura, es sin duda, el género *Liriomyza*. En este género encontramos un grupo de especies muy polífagas que se han convertido en plagas agrícolas en muchos lugares del mundo. De este grupo, cabe destacar *L. trifolii* y *L. huidobrensis*, por su importancia en guisantes, habas y judías. Especies como *L. cicerina* afectan al garbanzo y a otras leguminosas no cultivadas.

Las especies citadas son un grupo de insectos de tamaño pequeño, con aspecto de mosca, de entre 1 y 3 mm de largo, de color oscuro y manchas amarillas. Los huevos son ovalados, blancos, lisos y brillantes. Las larvas miden unos 3 mm de longitud, son cilíndricas, acéfalas (no se les distingue la cabeza), ápodas y de color inicialmente blanco, aunque después adquieren tonalidades amarillentas.

Estos insectos por si mismos no pueden volar grandes distancias. Parece ser que el movimiento a grandes distancias es provocado por el ser humano al transportar material infectado; así, las plantas ornamentales pueden actuar como vectores de estos insectos cuando se hacen envíos de ramas florales con hojas.

En condiciones de laboratorio las hembras ponen unos 100 huevos dentro del tejido de la hoja en punteaduras realizadas con el ovíscapo (un huevo por punteadura). A partir de éstos huevos, en unos 3 días, se desarrollan las larvas que van comiendo el tejido del mesófilo dejando unas

galerías características (minas) entre el haz y el envés de la hoja. Estas minas aparecen como transparentes y pueden contener excrementos del animal.

Cuando la larva llega a la madurez puede romper el tejido de la hoja con una abertura semicircular y caer al suelo para pupar o pupar en la hoja o el peciolo, según la especie. La pupa es de color amarillento a anaranjado y tiene forma cilíndrica (tonel). De esta crisálida saldrán los adultos en unos 2 días y volverán a completar el ciclo que, en total, puede durar entre 14 días a 30 °C hasta 64 días a 14 °C (estimado en laboratorio). Las generaciones se van solapando mientras existan condiciones adecuadas de temperatura y alimentación para el desarrollo de los insectos. En el caso de *L. cicerina* puede tener 2 generaciones al año en la península ibérica.

Las temperaturas óptimas para alimentación y oviposición se encuentran en el rango de 21 °C a 32 °C. La puesta de huevos se reduce por debajo de 10 °C. Todos los estadios mueren si permanecen unas cuantas semanas a 0 °C o por encima de 40 °C.

Síntomas y daños

Los daños directos ocasionados por las moscas minadoras de hojas se deben fundamentalmente a dos hechos:

- ⇒ Picaduras de alimentación y puesta, realizadas por la hembra. Además de las heridas causadas durante la puesta, la hembra para su alimentación realiza una serie de punteaduras en la epidermis foliar para succionar el líquido del que se nutre. Estos orificios son aprovechados por el macho para alimentarse, ya que éste no puede realizarlos al carecer de oviscapto. Es un daño menor en leguminosas ya que sólo deprecia los productos de los que se comercializan sus hojas.
- ⇒ Galerías realizadas por las larvas. Es el daño más grave causado por estos dípteros, que se alimentan del parénquima foliar situado bajo la epidermis, dejando un rastro o "mina". Estas minas llegan a ocupar la práctica totalidad de la hoja en ataques severos, provocando desecación e incluso caída de las hojas, disminuyendo la capacidad fotosintética de la planta y, por tanto, reduciendo la producción del cultivo.

Las minas realizadas por *L. huidobrensis* son diferentes dependiendo del vegetal atacado, en unos casos estas minas discurren paralelamente al nervio principal y a los nervios secundarios, como en el caso de judía, lechuga y tomate; en otros casos, estas minas no tienen una localización exacta recordando a las realizadas por *L. trifolii*.

Los daños directos parecen ser más intensos en condiciones de invernadero que en campo abierto.

Los daños indirectos se deben a que estas moscas pueden ser vectores en la transmisión de virosis y facilitan la entrada de otros patógenos a través de las heridas. En el cultivo del garbanzo los daños de la minadora se asocian con una mayor incidencia de rabia (*Ascochyta rabiei*).

L. cicerina puede llegar a causar pérdidas de hasta un 30 % de la producción.

Periodo crítico para el cultivo

Aunque *Liriomyza* spp. puede atacar a lo largo de todo el ciclo de cultivo, el periodo más crítico tiene lugar en plena vegetación.

Estado más vulnerable de la plaga

Primeras minas y primeros estadios. Es difícil de controlar una vez establecida la plaga en el cultivo ya que las medidas de control tienen que permitir llegar al interior de la hoja donde están las larvas.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

El seguimiento durante la temporada de cultivo tiene como objetivo principal determinar la población de mosca minadora, pero también evaluar la efectividad de los tratamientos utilizados. Un seguimiento adecuado debe contemplar una revisión del cultivo por lo menos una vez a la semana, mediante la observación directa sobre las hojas, teniendo en cuenta el periodo crítico y que por debajo de 15 °C cesa la actividad ovopositora.

En invernadero se realizará el seguimiento durante todo el cultivo al ser las condiciones ambientales propicias para su desarrollo. Se colocarán placas cromotrópicas amarillas en los puntos críticos antes de la siembra y se mantendrán durante todo el cultivo para detectar la llegada de la plaga.

Medidas de prevención y/o culturales

El control cultural puede jugar un papel muy importante, siendo una estrategia preventiva. Como medidas se pueden citar:

- Eliminar restos vegetales y malas hierbas, ya que pueden favorecer la supervivencia de la plaga, y evitar monocultivos y cultivos asociados por el mismo motivo.
- En caso de minadoras como *L. cicerina*, cuyas larvas se entierran a 3-6 cm para pupar, sería recomendable realizar labores de cultivo con el fin de enterrarlas en profundidad o de desenterrarlas para que se dessequen en la superficie.
- En invernadero se aconseja instalar, revisar y reparar barreras físicas (mallas) que impidan, disminuyan o retrasen el acceso de estos y otros insectos al interior.
- Rotar cultivos, si bien muchas de estas especies son altamente polífagas.

Umbral/Momento de intervención

Para poder establecer un umbral de intervención faltan estudios que definan claramente el límite tolerable de daños antes del tratamiento, no obstante, esta plaga se controla mejor en estadios iniciales de la infección.

Sólo hay establecido umbral para judía de verdeo en invernadero. El umbral de tratamiento se supera cuando se observe más del 20 % de plantas dañadas y, además, el nivel de parasitismo no alcance el 70 % de las galerías.

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

Los parasitoides que afectan a las minadoras son fundamentalmente himenópteros endoparásitos, como *Dacnusa sibirica*, o ectoparásitos, como *Diglyphus isaea*, destacando estos por su importancia en el control de *Liriomyza* spp. Entre las familias más importantes están las siguientes: Braconidae, Chalcididae, Eulophidae y Pteromalidae.

Algunas especies están disponibles comercialmente para sueltas en invernadero, pero el control en campo abierto mediante sueltas es inviable. Afortunadamente, se han encontrado abundantes parasitoides de *Liriomyza* spp. de forma natural en condiciones de campo abierto en los que se realiza una adecuada gestión de la vegetación arvense.

Medios biotecnológicos

En cultivos protegidos, antes de implantar el cultivo, se pueden colocar placas cromotrópicas amarillas con una densidad elevada, para captura masiva de adultos, aunque esta medida se ha descrito como poco efectiva.

Se han encontrado algunas variedades resistentes a *Liriomyza* spp. en los bancos de germoplasma que podrían ser una estrategia de futuro para controlar esta plaga.

Medios físicos

Se ha descrito que la biosolarización puede matar las pupas en parcelas con altos niveles de infestación.

Medios químicos

Dado que las larvas se encuentran en el mesófilo de las hojas, protegidas por las cutículas del haz y del envés, habrá que utilizar productos con acción translaminar que puedan alcanzar a las larvas.

Aunque las especies de *Liriomyza* se controlan bien con insecticidas de amplio espectro, es importante hacer un uso adecuado de estos productos, ya que pueden afectar negativamente a todo el sistema de organismos naturales que ayudan en el control.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Barranco Vega, P. (2003). *Dípteros de interés agronómico. Agromícidos plaga de cultivos hortícolas intensivos*. Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa, 33: 293-307. Disponible en:

http://www.sea-entomologia.org/PDF/BOLETIN_33/B33-054-293.pdf

Consejería de Agricultura y Pesca de la Junta de Andalucía. (2014). *Protocolo de campo para el seguimiento del cultivo de judía verde*. Red de alerta e información fitosanitaria. Disponible en:

<https://www.juntadeandalucia.es/export/cdn-micrositios/documents/71753/92810/Judia+verde/15b40d7d-ba08-476f-a465-6222ca3ff651>

Echevarría, A.; Gimeno, C.; Jiménez, R. (1994). *Liriomyza huidobrensis* (Blanchard, 1926) (Diptera, Agromyzidae) una nueva plaga en cultivos valencianos. Boletín Sanidad Vegetal. Plagas, 20: 103-109. Disponible en:

http://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/Biblioteca/Revistas/pdf_plagas%2FBSVP-20-01-103-109.pdf

Tormos, J.; Garrido, A.; (1991). *La mosca del garbanzo y sus parasitoides*. Boletín Sanidad Vegetal. Plagas, 17:319-331. Disponible en:

http://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/Biblioteca/Revistas/pdf_plagas%2FBSVP-17-02-319-331.pdf

Tormos, J.; Pardo, X.; Daniel, J.; Gayubo, S.F.; (2008). *Dacnusa cicerina* (Hymenoptera: Braconidae: Alysiinae), a new species of endoparasitoid of *Liriomyza cicerina* (Diptera: Agromyzidae). The Florida Entomologist, 91, (2): 170-178.





Cydia nigricana (Fabricius) (POLILLA DEL GUISANTE)



1. Adulto de *C. nigricana* sobre una flor



2. Adulto de *C. nigricana* en hoja



3. Larva de *C. nigricana* y daños en grano



4. Larva de *C. nigricana* y daños en grano

Fotografías: Constantino Caminero Saldaña, Instituto Tecnológico Agrario de Castilla y León (ITACyL)

Descripción

Cydia nigricana (sinónimo: *Laspeyresia nigricana*) es un lepidóptero de la familia Tortricidae, que ataca principalmente al guisante; si bien también se puede hospedar en otras leguminosas silvestres y cultivadas, incluyendo vezas, lentejas o almortas, donde sus larvas se alimentan de los granos en formación.

La polilla adulta, de unos 6 mm de longitud y entre 12 y 15 mm de envergadura con las alas extendidas, es de coloración general olivácea, parda o marrón grisácea, con franjas blancas y negras, cortas y oblicuas a lo largo del margen frontal de las alas anteriores. Los machos son más pequeños y claros que las hembras. Los huevos son pequeños (0,5 a 0,8 mm), aplanados en un extremo y de coloración blanca traslúcida al principio, para tornar a amarillo oscuro antes de la eclosión. Las larvas pasan por cinco estadios, en función de los cuales, su tamaño va a variar oscilando entre 1,2 y 14 mm. Son de color blanco o crema blanquecino al eclosionar, para tornar a amarillento después, con la cabeza y el final del protórax más oscuro. Polípodas, con tres pares de patas torácicas y cinco pares de pseudopatas abdominales y con pequeñas manchas y pilosidad corta y pálida dispersas por todo el cuerpo. La crisálida, encerrada en un capullo sedoso, es de color marrón amarillento y alargada, pudiendo medir de 5 a 7 mm de longitud.

Los primeros adultos, cuya longevidad varía entre una y cuatro semanas, comienzan sus vuelos en primavera desde los lugares de hibernación (normalmente campos en los que ha habido cultivo de guisante el año precedente), pudiéndose extender la aparición de nuevos adultos hasta mediados del verano. Son más activos durante la tarde y al anochecer. Comienzan las puestas con el inicio del periodo de floración, depositando los huevos en la parte superior de la planta, sobre tallos, hojas, estípulas, sépalos o en las vainas. Cada hembra tiene el potencial de llegar a poner más de 200 huevos durante su periodo de vida. Los huevos eclosionan habitualmente al cabo de 10-14 días.

La larva neonata es muy activa, moviéndose por la superficie de la planta aproximadamente durante las 24 horas siguientes hasta encontrar una vaina joven en la que instalarse, perforándola y penetrando en ella. El pequeño agujero de entrada suele encallecerse y es muy difícil de detectar. Normalmente en cada vaina se instala una única larva, si bien es relativamente común que sean dos las que la compartan, siendo excepcionales los casos en que sean más.

Se alimentan de los granos en formación, yendo de un grano a otro dentro de la vaina. La duración del periodo larvario puede variar entre 10 y 30 días, dependiendo de la temperatura. Cuando la larva adquiere su desarrollo máximo, realiza otro pequeño agujero en la vaina y se deja caer al suelo, donde teje un capullo en el que inverna (en una profundidad de hasta 5 cm) hasta la primavera siguiente en la que ocurre la pupación.

Síntomas y daños

Los síntomas externos del ataque son muy difícilmente apreciables, si bien en ocasiones las vainas afectadas pueden amarillear prematuramente o puede apreciarse en ellas el orificio de salida. Habitualmente, no es hasta que se trilla o abren las vainas cuando puede observarse en su interior la oruga (si aún no ha salido), los granos dañados (con cavidades y surcos irregulares por la alimentación de las larvas), presencia abundante de excrementos granulados y, en ocasiones, infecciones fúngicas asociadas a las heridas producidas.

El ataque de polilla es más frecuente y dañino en zonas donde el cultivo de guisante se encuentra extendido, pudiéndose alcanzar en estos casos poblaciones muy abundantes. En casos de ataques fuertes su incidencia en el rendimiento puede ser significativa. Sin embargo, la principal expresión de los daños se traduce en la depreciación de la cosecha por la presencia de excrementos y granos parcialmente comidos o deformes, estando su importancia relacionada con el uso que se dará al grano atacado. Así, en general, si su destino es para semilla de siembra, puede existir una pérdida de poder germinativo en el caso de afectar al embrión o de vigor por la afectación a los cotiledones o, incluso, mayor riesgo de presencia de enfermedades. Para otros usos, el porcentaje de daños suele ser mayor cuando el destino es como grano seco, pudiéndose llegar a rechazar la partida. Si su consumo va a ser en verde, los daños previsibles serán menores al reducirse el tiempo de actuación de las larvas, pero asimismo el grado de aceptación en el mercado será menor.

Periodo crítico para el cultivo

El periodo más crítico va desde el inicio de la floración hasta el periodo de llenado de vainas, antes de que las larvas lleguen a penetrar en las mismas.

Estado más vulnerable para la plaga

Adultos y larvas neonatas antes de penetrar en las vainas.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Salvo en inspecciones muy minuciosas, la detección de puestas o de larvas antes de penetrar en las vainas es prácticamente imposible. Los adultos pueden observarse (en tardes soleadas) agitando las plantas o provocando su vuelo al pasear entre el cultivo. También puede ayudar el hacer mangueros sistemáticos con el apoyo de una manga entomológica.

Sin embargo, lo más recomendable en zonas con este problema endémico es la detección de las curvas de vuelo con la ayuda de trampas con feromonas específicas. Las trampas deberán colocarse al inicio del periodo de floración, y revisarse cada dos días.

Medidas de prevención y/o culturales

- Labrar el terreno lo antes posible tras la cosecha
- Rotación con cultivos no hospedantes.
- Siembra en parcelas relativamente alejadas de aquellas en las que hubo guisante afectado en la campaña anterior.
- Utilizar variedades precoces y/o adelantar la fecha de siembra.
- No retrasar la cosecha una vez alcanzada la madurez.

Umbral/Momento de intervención

En general, si se utilizan trampas con feromonas (ver "Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo"), se recomienda intervenir cuando el número de individuos en una trampa en dos revisiones consecutivas sea igual o superior a 10, el cultivo esté al menos en estado de plena floración y las temperaturas a lo largo del día puedan alcanzar al menos los 18 °C.

En cualquier caso, considerando que, en ocasiones, infestaciones pequeñas pueden llevar al rechazo de la partida, en caso de contrato, el agricultor debe ser orientado por el técnico competente del contratista para establecer el rango mínimo de permisividad.

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

Al menos tres himenópteros parasitoides, *Ascogaster quadridentata*, *Glypta haesitator* y *Trichogramma evanescens*, y un hongo entomopatógeno, han sido descritos como posibles agentes de biocontrol para *C. nigricana*.

En el caso de que existan, se podrán utilizar formulados a base de microorganismos autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.

Medios químicos

Es recomendable el uso de trampas con feromonas para determinar la necesidad de tratamientos químicos.

Una vez que las larvas han penetrado en las vainas, considerando los productos disponibles y la efectividad del tratamiento, el uso de medios químicos deja de tener sentido.

En zonas con historial de afectación endémica por polilla, y en especial cuando también lo sean pulgón y gorgojo, puede considerarse un tratamiento preventivo conjunto en floración, repitiendo a los 10/14 días.

En cualquier caso, sólo se podrán utilizar los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Berim, M.N. (2008). *Laspeyresia nigricana* Fabricius - Pea moth. En *Interactive Agricultural Ecological Atlas of Russia and Neighboring Countries. Economic Plants and their Diseases, Pests and Weeds* [Online]. Afonin, A.N.; Greene, S.L.; Dzyubenko, N.I. y Frolov A.N. (Eds). Disponible en:

http://www.agroatlas.ru/en/content/pests/Laspeyresia_nigricana/

Ellis, S.; White, S.; Holland, J.; Smith, B.; Collier, R. and Jukes, A. (2016). Pea moth (*Cydia nigricana*). En *Encyclopaedia of pests and natural enemies in field crops*. Boys, E. Agriculture and Horticulture Development Board. 141-142. Disponible en:

<https://projectblue.blob.core.windows.net/media/Default/Imported%20Publication%20Docs/Encyclopaedia%20of%20pests%20and%20natural%20enemies%20in%20field%20crops.pdf>

Meijerman, L. y Ulenberg S.A. (2000). *Cydia nigricana*. En: *Arthropods of Economic Importance: Eurasian Tortricidae*. Expert Center for Taxonomic Identification and the Zoological Museum Amsterdam (University of Amsterdam). Disponible en:

https://eurasian-tortricidae.linnaeus.naturalis.nl/linnaeus_ng/app/views/introduction/topic.php?id=3386&epi=164

Observatorio de Plagas y Enfermedades Agrícolas de Castilla y León (2019). Ficha LE-P-05: Polilla del guisante (*Cydia nigricana*). En: *Fichas de apoyo de plagas y enfermedades; leguminosas*. Instituto Tecnológico Agrario de Castilla y León. Disponible en:

<http://plagas.itacyl.es/polilla-del-guisante>

Radcliffe, E.B. (2001). Pea Moth. En: *Compendium of pea diseases and pests*. (Kraft, J.M. y Pflieger, F.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos). 42-43.





Acyrtosiphon pisum Harris, *Aphis* spp. y *Myzus persicae* Sulzer (PULGONES)



1. Colonia de pulgones sobre judía



2. Colonia de pulgones sobre haba



3. Detalle de colonia de pulgones sobre judía



4. Necrosis en brotes de haba colonizados por pulgones



5. Colonia de pulgones sobre brotes de veza



6. Adultos de *Coccinella septempunctata* en planta de judía atacada por pulgones



7. Adultos de *Coccinella septempunctata* alimentándose de pulgones en judía

Fotografías: M. Piedad Campelo, Universidad de León (1 y 3), Bonifacio Reinoso, Universidad de León (2 y 4 a 7)

Descripción

Las especies de pulgones (Orden Hemiptera, familia Aphididae) de mayor interés en el cultivo de leguminosas son el pulgón negro de las leguminosas (*Aphis craccivora* Koch), pulgón negro de las habas (*Aphis fabae* Scopoli), pulgón del algodónero (*Aphis gossypii* Glover), el pulgón verde de las leguminosas (*Acyrtosiphon pisum* Harris) y el pulgón verde del melocotonero (*Myzus persicae* Sulzer). Todos ellos de gran polifagia y distribución cosmopolita, aunque la especie *A. craccivora* tiene una marcada preferencia por leguminosas.

Son especies dióicas holocíclicas (alternan generaciones sexuales y partenogenéticas), pero se mantienen de forma anholocíclica en los hospedadores secundarios (entre ellos las leguminosas) sobre todo en zonas cálidas.

Aphis craccivora. Sus hembras ápteras tienen el cuerpo marrón oscuro o negro, brillante, con cola prominente. Las ninfas poseen secreciones cerasas pulverulentas. Poseen cornículos y cola esbelta de color negro. Las hembras aladas son negras mate con zonas brillantes en el abdomen, con escleritos y bandas dorsales de diferente extensión.

Aphis fabae. Sus hembras ápteras tienen color negro intenso o pardo negruzco, siempre mate. Las ninfas tienen pulverulencia cerasa blanquecina. Los cornículos son negros, de longitud variable, incluso en la misma colonia, y algo más grandes que la cola, siendo ésta negra y robusta. Poseen diversos escleritos abdominales muy variables, que en ocasiones se unen en bandas.

Aphis gossypii. Presenta formas ápteras de color variable (amarillo, verde, hasta casi negro) siempre mate. Las formas amarillas son de menor tamaño y son más abundantes en verano, con temperaturas altas. Las formas verdes son más abundantes en épocas más frías. Su cutícula es casi siempre reticulada, con bandas abdominales más o menos extensas. Los cornículos son de color negro, muy pigmentados y más largos que la cola, siendo ésta de color negruzco, aunque no tan oscuro como los cornículos. Es una especie especialmente dañina en invernaderos.

Acyrtosiphon pisum. Las hembras ápteras presentan cuerpo ovoide alargado, de 2,5 a 5 mm de longitud, de color verde claro o rosáceo y ojos rojo oscuro. Antenas tan largas o más que el cuerpo, con una zona oscura entre el tercer y cuarto segmento. Tibia y tarso con zonas oscuras. Cola prominente y de color similar al cuerpo, con los cornículos algo más largos y con los extremos oscuros. Las hembras aladas son muy similares a las ápteras, con la cabeza y el torax ligeramente más oscuro que el abdomen. Las ninfas son similares a los adultos, pero con tamaño normalmente inferior a 2 mm y cubiertas con una ligera capa pulverulenta de aspecto ceraso.

Myzus persicae. Las formas ápteras son de color muy variable, aunque generalmente verde amarillento con coloraciones rosadas o rojizas en condiciones frías, y se caracterizan por presentar un par de protuberancias muy pronunciadas entre las antenas. Los cornículos son largos y suelen presentar un ensanchamiento en la parte terminal, con coloración clara al igual que la cola. Los adultos alados se caracterizan por presentar cabeza, tórax y placa abdominal dorsal de color negro, siendo el abdomen de color verde.

Normalmente estas especies de pulgones hibernan en forma de huevo, observándose las primeras ninfas al comienzo de la primavera. De esta primera generación crecen hembras ápteras en el hospedador primario que se reproducen por partenogénesis y dan lugar a una nueva generación de hembras ápteras o aladas, que pueden desplazarse y colonizar nuevas plantaciones.

Mientras las condiciones climatológicas sean favorables se suceden generaciones de individuos que aumentan rápidamente la población. Las densidades de población van a depender, por tanto, de las condiciones climáticas y alimenticias, de modo que bajo condiciones desfavorables las hembras se reproducirán sexualmente y realizarán la puesta en forma de huevos.

Síntomas y daños

Su distribución suele ser en focos, apareciendo las primeras colonias en los bordes de las parcelas al aire libre o cerca de puertas, ventanas o bordes de los invernaderos. En los primeros estadios del cultivo, con una menor cubierta vegetal, suelen dispersarse de forma aleatoria por toda la parcela.

Se desarrollan sobre partes aéreas no lignificadas, teniendo preferencia por los brotes jóvenes, donde se alimentan por picadura y succión de la savia y provocan deformación de las hojas, anomalías en el crecimiento de la planta, atrofia de brotes, vainas retorcidas con menor número de granos y amarilleamiento de la planta. Los daños directos como retraso en el crecimiento y desarrollo anormal, van asociados al nivel de población de pulgones que soporta la planta. A altas densidades se puede producir necrosis y muerte de los órganos afectados e incluso merma del sistema radicular.

La pérdida de rendimiento en judía se debe principalmente a un menor número de vainas por planta y de semillas por vaina; siendo, además, estas más pequeñas.

Sin embargo, los daños más importantes son los indirectos, ocasionados por la transmisión de virosis. Entre los virus que afectan a las leguminosas y que son transmitidos por pulgones se destacan los siguientes:

- Virus del mosaico de la alfalfa (*Alfalfa mosaic virus* o AMV), transmitido por *M. persicae*, *A. craccivora* y *A. gossypii*.
- Virus del mosaico común de la judía (*Bean common mosaic virus* o BCMV) y virus del mosaico necrótico de la judía (*Bean common mosaic necrosis virus* o BCMNV) transmitidos eficientemente por *A. craccivora*, *A. fabae* y *M. persicae*.
- Virus del mosaico del pepino (*Cucumber mosaic virus* o CMV), destacando entre los transmisores más eficientes a *M. persicae*.

Otro daño indirecto de importancia es la secreción de melaza, que al depositarse sobre la superficie de la planta reduce la respiración y la capacidad fotosintética; además, sobre ella se instalan diversos hongos, conocidos vulgarmente como fumagina o negrilla, que pueden depreciar la cosecha y dificultar la penetración de los productos fitosanitarios.

Periodo crítico para el cultivo

En siembras de leguminosas de invierno los ataques más problemáticos se dan en primavera, desde el inicio de la floración, pudiéndose extender durante el llenado del grano. En siembras primaverales los daños más importantes suelen tener lugar desde los primeros estadios de desarrollo, si bien, las etapas de floración y de crecimiento vegetativo también pueden verse afectadas. En el cultivo de la judía en el norte de España los momentos críticos se producen al inicio y al final del ciclo.

No obstante, se debe tener en cuenta que los daños indirectos se pueden dar en cualquier momento del cultivo sobre todo en invernadero.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

En invernadero se debe realizar el seguimiento durante todo el cultivo de forma aleatoria y abarcando toda la superficie.

Al aire libre se debe tener en cuenta que los vientos dominantes pueden mover pulgones alados al cultivo desde grandes distancias, por ello deben revisarse las zonas de la parcela orientadas hacia ellos. Se debe estar atento a la presencia de hormigas, que mueven pulgones hasta plantas nuevas.

La determinación de la presencia inicial de focos de pulgones puede realizarse en inspecciones visuales sobre las plantas, o bien, detectar la llegada de las formas aladas mediante trampas cromotrópicas amarillas o de agua (Moëricke). En cultivos protegidos se establece la necesidad de colocar las placas para el seguimiento en los puntos críticos antes del cultivo y mantenerlas durante todo el periodo vegetativo.

Medidas de prevención y/o culturales

- Abonar de forma equilibrada, sobre todo no abusar del nitrógeno, para evitar un exceso de vigor en las plantas.
- Eliminar los restos de cultivo y las malas hierbas, tanto del cultivo como de los alrededores de la parcela o del invernadero.
- En invernadero deben colocarse mallas antipulgón en las aberturas para impedir o disminuir la capacidad de invasión de las formas aladas.
- En cultivo protegido puede usarse placas amarillas engomadas a una densidad elevada para realizar capturas masivas de estos insectos antes del cultivo.

- Los setos floridos y márgenes multifuncionales pueden servir de alimento y refugio a los predadores y parasitoides de pulgón.
- No cultivar junto a parcelas plurianuales de trébol o alfalfa, donde inverna el virus PEMV-1 y se cobija el pulgón verde.
- Si es posible, ajustar la fecha de siembra en función del cultivo para intentar evitar la coincidencia del periodo de mayor vulnerabilidad, floración y formación de vainas, con los de mayor presencia de pulgón.
- Gestionar la flora arvense para potenciar a los depredadores naturales (crisopas, coccinélidos, chinches depredadores, larvas de dípteros sírfidos y cecidómidos, parasitoides himenópteros,...) y racionalizar el uso de insecticidas que pudieran afectarles. Salvo en caso de ataques severos la fauna auxiliar puede ser capaz de mantener los niveles de pulgón por debajo del umbral de daño al cultivo.

Umbral/Momento de intervención

En invernadero es importante la detección temprana de los primeros focos para establecer medidas de control, siempre después de haber valorado la presencia de fauna auxiliar. Generalmente, se considera que la plaga puede ser controlada eficazmente cuando se alcanzan valores de parasitismo superiores al 60 %.

El umbral de tratamiento se supera cuando se ha detectado más de 1 foco/1000 m².

En caso de detectarse síntomas de virosis asociados a la presencia de pulgones, se realizará un tratamiento y se eliminarán y destruirán inmediatamente las plantas afectadas por virosis.

En campo puede ser necesario realizar una intervención en las etapas iniciales, pero habrá que valorar las especies presentes y las condiciones ambientales. Al comienzo de la floración, el umbral de tratamiento se puede establecer mediante la observación en diez puntos de la parcela de 10 individuos por tallo principal. Al final del ciclo de cultivo se debe valorar si pueden afectar a la depreciación de la cosecha para aplicar algún método de control.

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

Entre los depredadores destacan en orden decreciente de importancia los siguientes grupos: Diptera: Syrphidae; Coleoptera: Coccinellidae (*Coccinella septempunctata* y *Adalia bipunctata*); Neuroptera: Chrysopidae (*Chrysoperla carnea*) y Diptera: Cecidomyiidae (*Aphidoletes aphidimyza*).

Entre los parasitoides existen numerosas especies. En el caso de *Myzus persicae* destaca la eficacia de los pertenecientes a los géneros *Aphidius*, *Aphelinus* (*Aphelinus abdominalis*), *Praon*, *Ephedrus* y *Lysiphlebus*.

También se cita *Verticillium lecanii* como hongo entomopatógeno indicado en el control de pulgones.

Las "suestras" de organismos de control biológico se inician al detectar la primera presencia de pulgón.

Medios biotecnológicos

Las trampas cromotrópicas amarillas, además de para la detección y seguimiento se utilizan en invernadero para capturas masivas de pulgones. En este caso debe colocarse una banda ancha en todo el contorno interior del invernadero.

Medios químicos

La aplicación de insecticidas es interesante para evitar la infección por virus de transmisión persistente, sin embargo, no es eficaz para la protección contra los virus no persistentes (AMV, BCMNV, BCMV y CMV).

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Blackman, R.L. y Eastop, V.F. (2000). Aphids on the World's Crops. An identification and information guide. 2ª Ed. John Wiley & Sons, LTD. Chichester (England). 466 pp.

Cabello García, T. y Belda Suárez, J. (1994). Áfidos plaga (Homoptera: Aphididae) en cultivos hortícolas bajo plástico. En: Sanidad vegetal en la horticultura protegida. Coord. Ramón Moreno Vázquez. Junta de Andalucía. Consejería de Agricultura y Pesca. Cursos superiores 1/94: 155-178.

Consejería de Agricultura y Pesca de la Junta de Andalucía. (2014). Protocolo de campo para el seguimiento del cultivo de judía verde. Red de alerta e información fitosanitaria. Disponible en: <https://www.juntadeandalucia.es/export/cdn-micrositios/documents/71753/92810/Judia+verde/15b40d7d-ba08-476f-a465-6222ca3ff651>

Consejería de Agricultura, Pesca y Desarrollo Rural. (2015). Orden de 15 de diciembre de 2015, por la que se aprueba el Reglamento Específico de Producción Integrada de cultivos hortícolas protegidos: tomate, pimiento, berenjena, judía, calabacín, pepino, melón y sandía. Boletín Oficial de la Junta de Andalucía, 248. Disponible en: <http://www.juntadeandalucia.es/boja/2015/248/4>

Consejería de Agricultura, Pesca y Medio Ambiente. (2013). Guía de manejo de plantas refugio para el control de pulgón en cultivos hortícolas protegidos. Almería. Disponible en: https://www.juntadeandalucia.es/agriculturaypesca/portal/export/sites/default/comun/galerias/galeriaDescargas/minisites/raif/Fichas_Fitopatologicas/Guia_manejo_plantas_refugio_control_pulgon.pdf

García Prieto, F. y Nieto Nafría, J.M. (2005). Género Aphis. En: Hemiptera, Aphididae III. Fauna Ibérica, 28. Ramos M.A. et al. (Eds.). Museo de Ciencias Naturales. CSIC. Madrid (España). 30-173.

Instituto Tecnológico Agrario de Castilla y León (ITACyL). (2018). Pulgón en leguminosas (*Acyrtosiphon pisum*, *Aphis craccivora*). En: Fichas de apoyo de plagas y enfermedades; leguminosas. Junta de Castilla y León. Disponible en: <http://plagas.itacyl.es/documents/109511/301887/LE-P-02+PULGONES.pdf/e6bb9cfe-53f6-548e-8959-2ad422690bde>

Melgarejo, P.; García-Jiménez, J.; Jordá, M.C.; López, M.M.; Andrés, M.F.; Duran-Vila, N. (Coords.). 2010. Patógenos de plantas descritos en España. 2ª Ed. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Madrid (España). 854 pp. Disponible en: https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/publicaciones/patogenos%20final_tcm30-57872.pdf

Pérez-Vega, E.; Miñarro, M. y Ferreira J. J. (2014). Principales plagas observadas en el cultivo de faba granja asturiana. Boletín Informativo del SERIDA. Tecnología Agroalimentaria, 14: 8-13. Disponible en: <http://www.serida.org/pdfs/5936.pdf>



Sitona lineatus (Linnaeus) (SITONA)



1. Larva (dcha.) y pupa (izqda.) de sitona



2. Pupas de sitona



3. Celda terrosa de pupación



4. Adulto de sitona



5. Adultos de sitona en hojas de haba



6. Daños de sitona en hojas de haba



7. Daños de sitona en guisante



8. Daños de sitona en haba



9. Daños de sitona en veza

Fotografías: Eva M. Gómez-Bernardo (1 a 3), M. Piedad Campelo, Universidad de León (4), Francisco Perea Torres, IFAPA (5 y 6), Bonifacio Reinoso, Universidad de León (7 a 9)

Descripción

Varias especies de *Sitona* pueden afectar a los cultivos de leguminosas, si bien la más abundante es *Sitona lineatus*.

El adulto de *S. lineatus* (Coleoptera: Curculionidae), es un gorgojo de 3,5 a 5 mm de longitud, de color gris terroso o marrón rojizo, con la cabeza alargada en un pico corto y grueso. Esta especie se caracteriza por la presencia de estrías longitudinales de color claro y bien delimitadas en los élitros y en el pronoto.

Las larvas son apodas, curvadas y blanquecinas, con la cabeza marrón. Viven en el suelo asociadas a las raíces de leguminosas hospedadoras. Su tamaño varía en función del estadio en que se encuentren, desde los 0,5 hasta los 6 mm.

El insecto desarrolla una única generación anual, que comienza en primavera con la invasión escalonada de los cultivos de leguminosas por parte de los adultos invernantes desde sus zonas de refugio (parcelas con leguminosas perennes, malas hierbas, restos vegetales). Pueden darse varios vuelos, se necesitan temperaturas superiores a 12° C para que estos tengan lugar.

Las hembras son muy fecundas (especialmente sobre *Pisum sativum* o *Vicia faba*, donde se citan hasta 900 huevos/hembra) y depositan los huevos en el suelo, en la proximidad de plantas hospedadoras. El periodo de incubación abarca 2 o 3 semanas y, tras él, eclosionan las larvas que se entierran buscando las raíces de las que se alimentan. La fase larvaria comprende 5 estadios y tiene una duración aproximada de 30 a 40 días; tras este periodo el insecto pupa en el suelo en una celda terrosa poco profunda, durante unos 20 días. Los adultos nacidos desde junio a septiembre abandonan el cultivo sin reproducirse, buscando zonas refugio en las proximidades.

Síntomas y daños

El rango de hospedadores de *Sitona* spp. comprende leguminosas de cultivo para grano (haba, judía, lenteja, guisante, veza) y forrajeras, siendo especialmente dañinas en *V. faba* y *P. sativum*, cultivo en el que pueden realizar daños de importancia en siembras primaverales.

Los adultos se alimentan en las hojas realizando mordeduras semicirculares en el borde, muy características, dejando las hojas con un aspecto "festoneado". Sin embargo, no producen daños de importancia salvo en ataques severos precoces.

Las larvas se alimentan en el sistema radicular, destruyendo los nódulos de *Rhizobium*. La máxima densidad de larvas se produce al comienzo de la floración, momento en que comienza el periodo de fijación de nitrógeno por la planta. El rendimiento del cultivo puede verse afectado al reducirse la fijación de nitrógeno, estimándose pérdidas que pueden alcanzar hasta los 1000 o 1200 kg/ha en guisante proteaginoso. En parcelas gravemente afectadas las plantas pueden llegar a mostrar síntomas de carencia en nitrógeno, sobre todo cuando el ataque coincide con otros factores que afectan el crecimiento de las plantas. El contenido proteico de los granos también se ve reducido. Durante los últimos estadios larvarios se alimentan, además, de raíces y raicillas.

Como daños indirectos, se cita a *S. lineatus* como posible vector del virus del moteado del haba (*Broad bean mottle virus* o BBMV).

Periodo crítico para el cultivo

En guisante se considera como periodo crítico las primeras fases del cultivo, hasta que este presenta 6 hojas, siendo más importantes los daños en las siembras tempranas de primavera. En haba también pueden ser importantes los daños en el mismo periodo fenológico.

Estado más vulnerable para la plaga

Los adultos son difíciles de controlar, ya que invaden los cultivos de forma escalonada. También las larvas son difícilmente alcanzables al encontrarse en el suelo.

Seguimiento y estimación del riesgo en el cultivo

Vigilar los sembrados que emergen lentamente o de forma desigual, ya que las plántulas pueden verse afectadas y retrasar de forma severa el desarrollo del cultivo.

En guisante proteaginoso y haba se recomienda vigilar semanalmente en los primeros estados del cultivo (desde emergencia hasta 6 hojas).

Se citan como situaciones de riesgo de ataque de esta plaga zonas con cultivos de leguminosas perennes, inviernos suaves y secos, siembras precoces en primavera y cultivo en suelos poco profundos en los que los daños son más importantes porque la sequía en los meses de abril y mayo puede reducir el número de nódulos radiculares.

Medidas de prevención y/o culturales

- Rotación de cultivos con plantas no hospedadoras.
- Evitar las siembras tempranas.
- Favorecer el rápido crecimiento y el desarrollo vigoroso del cultivo.

Umbral/Momento de intervención

Se aconseja realizar tratamientos contra los adultos en el momento de aparición de estos en los meses de febrero y marzo con el fin de evitar la puesta.

Se han establecido umbrales en función del número de mordeduras presentes en las 2 primeras hojas, aconsejándose intervenir cuando se encuentren de 5-10 mordeduras en todas las plantas observadas.

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

Se cita un hongo entomopatógeno como agente potencial para reducir la población de larvas. También se citan como agentes de control los nematodos *Steinernema* spp. y *Heterorhabditis* spp.

En el caso de que existan, se podrán utilizar formulados a base de microorganismos, autorizados para este uso, en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.

Entre los depredadores son los coleópteros carábidos quienes pueden ejercer una limitación natural de las poblaciones de sitona.

Medios biotecnológicos

Los machos de *S. lineatus* emiten en primavera una feromona de agregación para la atracción de ambos sexos sobre hospedantes preferentes, sin embargo actualmente dicha feromona no se comercializa y su uso está en fase experimental.

Medios químicos

Los productos autorizados deben usarse para el control de adultos antes de la puesta. No hay productos autorizados para el control de las larvas.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Arvalis Institut du Végétal. (2018). *Sitone du pois: Sitona lineatus*. Disponible en:

http://www.fiches.arvalis-infos.fr/fiche_accident/fiches_accidents.php?mode=fa&type_cul=2&type_acc=3&id_acc=189

Caminero, C.; García, C.A.; Martín, A.; Barrios, A.; Ramos, S. y Rodríguez, M.J. 2007. *Guía rápida del cultivo del guisante. Pinceladas sobre agronomía adaptadas a las condiciones de cultivo de Castilla y León*. Vida Rural, 255: 68-72. Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/revistas/pdf_Vrural/Vrural_2007_255_68_72.pdf

El cultivo de guisante proteaginoso en Castilla y León (s.f.). Disponible en:
http://www.jcyl.es/web/jcyl/binarios/993/136/GUISANTE_FICHA%20RESUMEN_VDEF.pdf

European and Mediterranean Plant Protection Organization. (1998). *Guideline on good plant protection practice: pea*. Bulletin OEPP/EPPO, 28: 387-410. Disponible en:
<http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1365-2338.1998.tb00744.x/pdf>

Melgarejo, P.; García-Jiménez, J.; Jordá, M.C.; López, M.M. Andrés, M.F. y Durán-Vila, N. (Coords.). (2010). *Patógenos de plantas descritos en España*. 2ª. Ed. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Madrid (España). Disponible en:
https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/publicaciones/patogenos%20final_tcm30-57872.pdf





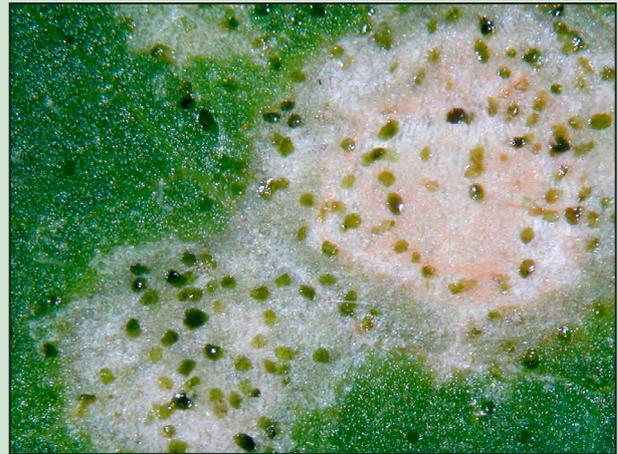
Frankliniella occidentalis (Pergande) (TRIPS OCCIDENTAL DE LAS FLORES)



1. Adulto de *F. occidentalis* bajo microscopio estereoscópico



2. Daños directos de *F. occidentalis* en hojas de judía



3. Detalle de placas en hoja de judía provocadas por el ataque de *F. occidentalis*

Fotografías: M. Piedad Campelo, Universidad de León

Descripción

Frankliniella occidentalis (Orden Thysanoptera, familia Thripidae) es un insecto de gran importancia económica por su extremada polifagia, su alto potencial reproductivo y su papel como vector del virus del bronceado del tomate (*Tomato spotted wilt virus* o TSWV). Los daños sobre leguminosas únicamente son destacables en cultivos en invernadero.

Si bien está ampliamente distribuido, *F. occidentalis* adquiere más relevancia en zonas cálidas, en las que desarrolla generaciones de forma continua y solapada a lo largo del año, sin entrar en diapausa, tanto en cultivos al aire libre como en invernadero.

Los individuos adultos son pequeños (de 1,2 a 1,6 mm las hembras y de 0,8 a 0,9 mm los machos), con el cuerpo alargado y coloración de amarillo pálido a marrón en el caso de las hembras, y amarillo pálido en el caso de los machos. El cambio de coloración de las hembras está relacionado con la estación, predominando las formas más oscuras en otoño e invierno y las más claras en épocas cálidas. Ambos sexos presentan cuatro alas transparentes, alargadas y terminadas en punta, con flecos en los bordes.

Los huevos, hialinos y reniformes, son insertados en el parénquima de las hojas, flores y frutos.

Su ciclo abarca cuatro estadios juveniles, las larvas neonatas son blanquecinas y las de segundo estadio son amarillas. Los dos siguientes estadios de desarrollo, (proninfa y ninfa) no se alimentan y no presentan actividad alguna, refugiándose en los primeros centímetros del suelo o lugares protegidos de la planta. Las proninfas son blancas y las ninfas ligeramente amarillas; en ambas se distinguen los esbozos alares y los caracteres sexuales secundarios (hembras de mayor tamaño y con el extremo del abdomen apuntado y redondeado).

Síntomas y daños

Los daños directos son debidos a la alimentación de las larvas y adultos que mediante picaduras, vacían el contenido celular de los tejidos y producen la decoloración de éstos. Se observan placas de tamaño variable y contorno irregular, pero bien definido, inicialmente plateadas y más tarde, cuando las células dañadas se necrosan, marrones. La presencia en estas manchas de pequeños puntos de color verde oscuro, correspondientes con depósitos de líquido fecal, permite distinguirlas de las causadas por ácaros. Cuando las picaduras se realizan en tejidos jóvenes u órganos en crecimiento provocan necrosis, deformaciones, paradas de crecimiento, y también originan aborto, desecación y caída de flores.

Por otro lado, realizan la oviposición debajo de la epidermis de las hojas, lo que da lugar a pequeñas verrugas con un halo blanquecino.

Los daños indirectos se deben a la entrada, a través de las heridas producidas, de hongos y bacterias causantes de podredumbres y a la transmisión de virus. Este insecto es el principal y más eficaz vector del Virus del bronceado del tomate (*Tomato spotted wilt virus* o TSWV). Aunque las leguminosas son consideradas como hospedadoras menores de esta enfermedad, han sido citados daños importantes de este virus en habas para verdeo.

Periodo crítico para el cultivo

Los daños directos suelen ser más graves en órganos jóvenes en crecimiento, por lo que es importante el control desde los primeros estados fenológicos.

Los daños indirectos pueden tener lugar en cualquier momento del cultivo, e incluso con poblaciones de insectos muy bajas pueden llegar a ser importantes.

Estado más vulnerable para la plaga

Larva y adulto.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Las poblaciones son gregarias y se localizan en lugares protegidos de las hojas (en el envés), flores (en el interior, debajo de los sépalos) y frutos (zonas de contacto entre frutos o entre estos y las hojas). Según esto, la detección de la plaga puede ser en toda la planta, sin embargo, las hembras son polenófagas y tienen tendencia a alimentarse en las flores, donde, por la coloración, normalmente el insecto es más fácilmente visible.

En cultivos protegidos se aconseja colocar placas cromotrópicas azules en los puntos críticos antes de implantar el cultivo y mantenerlas durante todo el cultivo para los seguimientos poblacionales. Son usadas para detectar la llegada de la plaga al cultivo, siendo en este caso posible usar igualmente placas amarillas (uso común en invernadero para seguimiento de otras plagas). Se colocarán entre 30 y 50 cm por encima del cultivo, al tresbolillo, espaciadas de 8 a 10 m entre ellas y a 5 m a los bordes de la parcela. La densidad recomendada es de 7 trampas/1000 m². El muestreo sobre plantas será aleatorio, abarcando todo el invernadero. Se incluirán siempre inspecciones en zonas cercanas a puertas, bordes o zonas abiertas o rotas de los invernaderos.

Medidas de prevención y/o culturales

En general, si se observan plantas afectadas por virus es necesario eliminarlas rápidamente junto con restos de cosecha; también se han de controlar plantas adventicias, posibles reservorios de virus y trips.

Además, en el caso de cultivos en invernaderos, se aconseja:

- Instalar y revisar/ reparar barreras físicas (mallas antitrips) que impidan, disminuyan o retrasen el acceso de los insectos al interior.

- Gestionar adecuadamente la flora arvense del invernadero o de los alrededores del mismo antes (entre 4 y 6 semanas) de iniciar el cultivo.
- Realizar una labor superficial para reducir la emergencia de adultos, ya que los estados ninfales se desarrollan en el suelo.

Umbral/Momento de intervención

Sólo están establecidos umbrales de tratamiento para judía verde producida en invernadero, indicándose que éste se supera cuando el nivel de trips se haga inestable, se incremente el número de plantas afectadas por virus o aparezcan daños en el fruto.

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

Los ácaros fitoseidos *Amblyseius cucumeris* y *A. swirskii* se usan en cultivo protegido como organismos de control biológico.

También los hemípteros antocóridos son eficaces, en especial *Orius laevigatus*. Se ha citado el haba como planta refugio de poblaciones de antocóridos.

Medios biotecnológicos

Asociadas a las trampas cromotrópicas adhesivas azules pueden usarse feromonas de agregación para capturas masivas, situando el difusor en la parte central de la placa.

Medios químicos

Es muy importante alternar materias activas de distinto modo de acción ya que este insecto desarrolla resistencias con facilidad. Existe constancia de poblaciones resistentes en algunas zonas españolas. La aplicación de fitosanitarios se realizará con buena cobertura y gotas pequeñas (inferiores a 100 μ).

Al localizarse la plaga en lugares protegidos de la planta, se recomienda emplear productos penetrantes. Además, dado que los huevos no son sensibles a los tratamientos insecticidas y que tampoco las ninfas del suelo son eliminadas con ellos, se aconseja realizar secuencias de dos aplicaciones.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Campelo, M.P.; Lorenzana, A.; Marcos, M.F.; Gómez-Bernardo, E.M. y Palomo, J.L. (2011). Ficha 338: *Frankliniella occidentalis* (Pergande) trips occidental de las flores en varios cultivos. En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_338.pdf

Consejería de Agricultura y Pesca de la Junta de Andalucía. (2014). *Protocolo de campo para el seguimiento del cultivo judía verde*. Red de alerta e información fitosanitaria. Disponible en: <https://www.juntadeandalucia.es/export/cdn-micrositios/documents/71753/92810/Judia+verde/15b40d7d-ba08-476f-a465-6222ca3ff651>

Consejería de Agricultura, Pesca y Desarrollo Rural. (2015). *Orden de 15 de diciembre de 2015, por la que se aprueba el Reglamento Específico de Producción Integrada de cultivos hortícolas protegidos: tomate, pimiento, berenjena, judía, calabacín, pepino, melón y sandía*. Boletín Oficial de la Junta de Andalucía, 248. Disponible en: http://www.juntadeandalucia.es/boja/2015/248/BOJA15-248-00105-21289-01_00082170.pdf

European and Mediterranean Plant Protection Organization. (2002). *Frankliniella occidentalis. Diagnostic protocols for regulated pests*. Bulletin OEPP/EPPO, 32: 281-292. Disponible en: [http://archives.eppo.int/EPPOStandards/PM7_DIAGNOS/french/pm7-11\(1\).pdf](http://archives.eppo.int/EPPOStandards/PM7_DIAGNOS/french/pm7-11(1).pdf)

Lacasa, A.; Sánchez, J.A. y Lacasa, C.M. (2008). Control biológico de trips. En: *Control biológico de plagas agrícolas* (Jacas, J. A. y Urbaneja, A.). Phytoma (España): 179-198.

Lacasa, A.; Sánchez, J.A.; Lacasa, C.M. y Martínez, V. (2010). Manejo de trips. En: *Organismos para el control de patógenos en los cultivos protegidos*. Prácticas culturales para una agricultura sostenible. (Tello, J.C. y Camacho, F.). Fundación Cajamar. Disponible en: <https://www.publicacionescajamar.es/series-tematicas/agricultura/organismos-para-el-control-de-patogenos-en-los-cultivos-protegidos>

Monserrat, A. (2015). *Situación Frankliniella occidentalis en el sureste español*. Phytoma (España), 272: 14-18.





Meloidogyne spp. (NEMATODO DE LOS NÓDULOS O AGALLAS DE LAS RAÍCES)



1. Agallas en raíz de judía afectada por *Meloidogyne*



2. Daños en raíz de judía

Fotografías: Howard F. Schwartz, Colorado State University, Bugwood.org (1), Gerald Holmes, California Polytechnic State University at San Luis Obispo, Bugwood.org (2)

Descripción

Los nematodos fitoparásitos son organismos invertebrados parásitos obligados de plantas. Su morfología es vermiforme, de 0,5 a 2 mm de longitud y de 0,015 a 0,030 mm de ancho, por lo que son difíciles de observar a simple vista.

Las especies del género *Meloidogyne* son los principales nematodos fitoparásitos de hortalizas; su rango de hospedadores excede las 200 especies vegetales, no obstante, en nuestro país, las pérdidas económicas en leguminosas son menores. El género *Meloidogyne* comprende más de 90 especies, siendo *M. arenaria*, *M. hapla*, *M. incognita* y *M. javanica* las más frecuentes y las causantes del mayor porcentaje de pérdidas de producción a nivel mundial.

Son endoparásitos sedentarios, por lo que una vez han infectado la raíz permanecerán en ella el resto de su vida. Para obtener alimento el nematodo induce, a través de secreciones, la formación de células gigantes en torno al punto de infección, las cuales son el origen de los nódulos o agallas que pueden ser más o menos visibles según la especie del nematodo y la especie vegetal.

El ciclo biológico de las especies del género *Meloidogyne* comprende seis estadios de desarrollo: huevo, cuatro estadios juveniles (J1 a J4) y adulto.

La hembras, que se encuentra dentro de la raíz, son globosas y se reproduce asexualmente. Depositán los huevos en una masa gelatinosa que los preserva de las condiciones adversas. Pueden encontrarse tanto dentro como fuera de la raíz. Cada masa puede contener un número variable de huevos según la planta hospedante, la disponibilidad de alimento y la época del año. Por lo general, se considera que cada hembra puede poner entre 200 y 2000 huevos.

Dentro del huevo se formará el estadio J1, el cual sufrirá la primera muda. El estadio J2 emergerá del huevo cuando las condiciones sean favorables (temperatura y humedad) y se desplazará por el suelo en busca de alimento; ésta es la fase infectiva del nematodo y la detección de la planta la realiza gracias a los exudados de las raíces, usando unos quimiorreceptores que posee en la región cefálica. El estadio J2 penetra en la raíz con la ayuda del estilete y se mueve entre las células hasta el cilindro vascular, donde se fija y establece el sitio de alimentación para permanecer el resto del ciclo. A partir de la infección, el estadio J2 empezará a engordar tomando forma de salchicha.

Seguidamente, se sucederán dos mudas más: el estadio J3, en la que comienzan a distinguirse los sexos, y finalmente el estadio J4. La diferenciación sexual dependerá de las condiciones ambientales: si son favorables se diferenciarán en hembras y en caso contrario en machos, a fin de disminuir la competencia por alimento y asegurar la supervivencia de la población. Las hembras empezarán a depositar huevos en la masa gelatinosa una vez adquirida la madurez sexual.

La duración del ciclo varía según el hospedador, la especie de nematodo y las condiciones ambientales. En hospedadores susceptibles y con temperaturas del suelo óptimas (28-30 °C) el ciclo de vida dura 3 semanas.

Síntomas y daños

Los síntomas en la parte aérea son inespecíficos: enanismo, falta de vigor, marchitamiento en horas de máxima insolación, síntomas de carencias nutricionales. En la parte subterránea se producen los típicos nódulos o agallas como consecuencia de la alteración del número y tamaño de las células inducidas por el nematodo en el proceso de alimentación. También pueden disminuir o suprimir la nodulación, reduciendo la fijación de nitrógeno, y participar junto a patógenos fúngicos en enfermedades complejas. Los ataques se visualizan en el campo en rodales y se producen en cualquier tipo de suelo, aunque los arenosos son más favorables que los francos, produciéndose mayores daños en los primeros que en los segundos. Las pérdidas de producción del cultivo están relacionadas con la densidad de nematodos en presiembra.

Como se ha indicado, *Meloidogyne* spp. causa daños directos en la raíz por la propia actividad parasitaria, afectando la absorción de agua y nutrientes. Los daños indirectos se producen como consecuencia de las heridas que provocan al penetrar en las raíces y que favorecen la infección por hongos y bacterias.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Se deben realizar inspecciones visuales en el cultivo. La detección de plantas con nódulos (no inducidos por *Rhizobium*) en la raíz al final del cultivo sirve como orientación sobre la distribución del nematodo en la parcela. Los daños que puedan ocasionar los nemátodos en el siguiente cultivo están relacionados con la densidad en presiembra, por lo que se aconseja realizar análisis nematológicos. Existe mayor riesgo de daño en suelos arenosos que en francos para una misma densidad de nematodos.

Medidas de prevención y/o culturales

El control de nematodos debe ser preventivo y permanente para evitar que se alcancen densidades que causen daño económico, de lo contrario son difíciles de combatir. Las medidas que se presentan a continuación deben utilizarse de forma complementaria para conformar estrategias de gestión adecuada a cada realidad:

- Eliminar las raíces al final del cultivo, principalmente las de las plantas afectadas.
- Limpieza y desinfección de la maquinaria y las herramientas para evitar la dispersión del nematodo.
- Laboreo del suelo entre cultivos para reducir la viabilidad de los estadios J2 infectivos, principalmente en los meses más calurosos.
- Controlar las malas hierbas, ya que pueden ser hospederas alternativas.
- Realizar rotación de cultivos, incluyendo en la secuencia: cultivares o portainjertos resistentes (se describen para judía, soja, tomate, pimiento, berenjena); hospedadores pobres (sandía,

crucíferas, liliáceas); o no hospedantes (espárrago); cultivos de cobertera para abono en verde (crucíferas u otras especies vegetales) que afectan al nematodo en el proceso de descomposición e incrementan la actividad microbiana del suelo, incluyendo antagonistas del nematodo; o cultivos trampa, los cuales serán infectados por el nematodo pero no se reproducirá al final del cultivo.

- Elegir la fecha de siembra o trasplante, así como el cultivar más adecuado para evitar que el nematodo se reproduzca (cultivo trampa), o disminuir el número de generaciones que completa y consecuentemente reducir la densidad al final del cultivo.
- Realizar enmiendas orgánicas para mejorar las características del suelo y potenciar la actividad microbiana, incluyendo la de antagonistas del nematodo.

Umbral/Momento de intervención

No se ha definido un umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables.

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 numerosos antagonistas de nematodos incluyendo hongos, bacterias, protozoos, nematodos depredadores, insectos y ácaros. Entre los microorganismos presentes en suelos agrícolas en España se encuentran: *Pochonia chlamydosporia*, *Purpureocillium lilacinum*, *Arthobotrys oligospora*, *Monacrosporium*, *Dactylella oviparasitica*, *Pasteuria penetrans*, diversas especies de *Bacillus*, *Flavobacterium*, *Chryseobacterium*, *Lysobacter* y cianobacterias, entre otros.

Biofumigación.

Medios físicos

Solarización.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

<https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/productos-fitosanitarios/registro/menu.asp>

Bibliografía

Castillo, P. y Verdejo, S. (2011). Nematodos fitoparásitos. En: *Enfermedades causadas por nematodos fitoparásitos en España*. Andrés, M.F. y Verdejo, S. (Eds.). Sociedad Española de Fitopatología, Phytoma España. Valencia (España).

Díez, M.A.; López, J.A.; Urbano, P. y Bello, A. (2010). *Biodesinfección de suelos y manejo agronómico*. Ministerio de Medio Ambiente, y Medio Rural y Marino. Madrid (España). Disponible en: https://www.miteco.gob.es/es/calidad-y-evaluacion-ambiental/publicaciones/libro%20de%20biodesinfecci%C3%B3n_tcm30-185072.pdf

Giné, A., Bonmatí, M., Sarro, A., Stchiegel, A., Valero, J., Ornat, C., Fernández, C. y Sorribas, F.J. (2013). *Natural occurrence of fungal egg parasites of root-knot nematodes, Meloidogyne spp. in organic and integrated vegetable production systems in Spain*. *BioControl*, 58: 407-416. Disponible en:

<https://link.springer.com/content/pdf/10.1007%2Fs10526-012-9495-6.pdf>

Giné, A., Carrasquilla, M., Martínez-Alonso, M., Gaju, N. y Sorribas, F.J. (2016). *Characterization of soil suppressiveness to root-knot nematodes in organic horticulture in plastic greenhouse*. *Frontiers in Plant Science*, 7: 164. Disponible en:

<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4756147/pdf/fpls-07-00164.pdf>

Hernández-Ochandía, D, Rodríguez, M.G. y Holgado, R. (2018). *Nematodos parásitos que afectan a Phaseolus vulgaris L. en Latinoamérica y Cuba: especies, daños y tácticas evaluadas para su manejo*. *Revista de Protección Vegetal* 33 (3). Disponible en:

<http://scielo.sld.cu/pdf/rpv/v33n3/2224-4697-rpv-33-03-e05.pdf>

Melgarejo, P., García-Jiménez, J., Jordá, M.C., López, M.M. Andrés, M.F. y Durán-Vila, N. (Coords.). (2010). *Patógenos de plantas descritos en España*. 2ª. Ed. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/publicaciones/patogenos%20final_tcm30-57872.pdf

Moens, M., Perry, R.N y Starr, J.L. (2009). *Meloidogyne Species - a Diverse Group of Novel and Important Plant Parasites*. CAB International, Wallingford (Reino Unido). Disponible en:

<https://pdfs.semanticscholar.org/b577/3a22f595438a5e10ac8d1a9c0f902d5a5d42.pdf>

Sorribas, F.J. y Ornat, C. (2011). Estrategias de control integrado de nematodos fitoparásitos. En: *Enfermedades causadas por nematodos fitoparásitos en España*. Andrés M.F. y Verdejo Lucas, S. (Eds.). Sociedad Española de Fitopatología, Phytoma España. Valencia (España).

Sorribas, F.J. y Verdejo-Lucas, S. 2011. Dinámica de poblaciones, epidemiología y umbrales de daño. En: *Enfermedades causadas por nematodos fitoparásitos en España*. Andrés M.F. y Verdejo Lucas, S. (Eds.). Sociedad Española de Fitopatología, Phytoma España. Valencia (España).

Talavera, M. 2011. Detección, extracción y diagnóstico de nematodos fitoparásitos. En: *Enfermedades causadas por nematodos fitoparásitos en España*. Andrés M.F., Verdejo Lucas, S. (Eds.). Sociedad Española de Fitopatología, Phytoma España. Valencia (España).





Colletotrichum lindemuthianum (Sacc. & Magn.) Scrib. (ANTRACNOSIS DE LA JUDÍA)



1. Manchas y decoloración de venas en el haz de la hoja



2. Manchas y decoloración de venas en el envés de la hoja



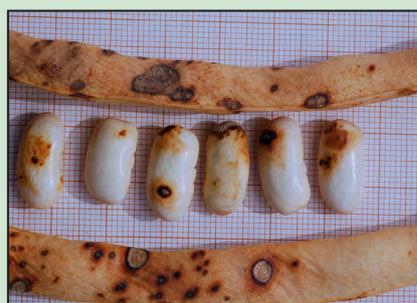
3. Detalle de lesiones en vaina



4. Síntomas en vainas



5. Síntomas en vainas



6. Vainas y semillas infectadas



7. Semillas infectadas por *C. lindemuthianum*



8. Acérvulos de *C. lindemuthianum* bajo microscopio estereoscópico



9. Acérvulos y conidios de *C. lindemuthianum* bajo microscopio óptico

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León (1, 2, 4, 5, 6 y 7), Ana J. González, Servicio Regional de Investigación y Desarrollo Agroalimentario de Asturias (3), Cesar Calderon, USDA APHIS PPQ, Bugwood.org (8), Fred Brooks, University of Hawaii at Manoa, Bugwood.org (9)

Descripción

Colletotrichum lindemuthianum es un hongo que ataca a diversas especies de los géneros *Phaseolus*, *Vicia* y *Vigna*, aunque sólo tiene importancia en *P. vulgaris*.

Los conidios, en condiciones de elevada humedad y temperatura moderada, al entrar en contacto con la parte aérea de la planta, pueden germinar y penetrar en los tejidos, desarrollando las hifas y formando el micelio que dará lugar a las estructuras reproductivas (acérvulos). Cuando los acérvulos se rompen, se dispersan los conidios con la ayuda de gotas de agua y del viento. Este proceso, produce nuevas infecciones de plantas colindantes, reinfecciones en la planta o, simplemente, facilita la conservación en el medio a la espera de una oportunidad para germinar.

Los conidios de *C. lindemuthianum* pueden sobrevivir varios años en el suelo, en los restos de la cosecha (hojas, vainas, tallos infectados) y en los materiales usados para el tutorado del cultivo. Además, las hifas pueden sobrevivir en forma latente dentro de la testa de la semilla (piel) aunque no se manifiesten síntomas claros. De ese modo, las semillas infectadas constituyen un

mecanismo importante de propagación de la enfermedad en el espacio y el tiempo, y suelen ser las causantes de los focos primarios de la enfermedad.

El hongo se transmite por semilla, salpicaduras de agua, contacto directo entre plantas, insectos o herramientas, aperos y material infectado.

Síntomas y daños

C. lindemuthianum produce manchas rojizas en las hojas y oscurecimiento de las venas (inicialmente las principales y después irradiando hacia las secundarias) que se observa mejor en el envés. En cotiledones, tallos, peciolos y vainas se forman lesiones redondas u ovaladas deprimidas, con el centro pardo y el margen ennegrecido. Las vainas se rodean de un halo pardo rojizo; en condiciones húmedas, en el centro de la lesión pueden observarse acérvulos del hongo de color rosa salmón.

Puede llegar a causar necrosis foliar, defoliación y malformaciones de vainas, en las que si la infección es temprana no se llegan a formar semillas. La infección en las vainas más formadas puede invaginarse y extenderse a las semillas, que pueden ser asintomáticas o mostrar lesiones oscuras.

Periodo crítico para el cultivo

El hongo puede atacar a las plantas desde la germinación hasta el llenado de la vaina, si bien se debe intensificar la vigilancia entre los 15-20 días tras la nascencia y los 15-20 días tras la floración, periodos en los que se puede producir la infección.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Los primeros ataques suelen ocurrir en zonas de baja exposición a la radiación solar, como el envés de las hojas, o en zonas próximas al suelo. En condiciones de alta humedad relativa (superior al 70 %) y con temperaturas moderadas (temperaturas de 14-27 °C, con óptimo térmico de 20 °C) el hongo puede esporular sobre las plántulas infectadas y extender la enfermedad a todo el cultivo. Con lluvia que cae verticalmente la enfermedad puede diseminarse un metro alrededor del foco infectado, mientras que si ésta va acompañada de viento puede afectar a toda la parcela de cultivo.

Medidas de prevención y/o culturales

- Rotación de cultivos, no introduciendo la judía en parcelas con antecedentes de la enfermedad durante, al menos, 4 años.
- En campos con problemas recurrentes de antracnosis se recomienda cultivar especies no sensibles al patógeno, como por ejemplo los cereales que, además, pueden ser incorporados al suelo como abonos verdes.
- Evitar el cultivo en zonas de baja exposición solar.
- Evitar el exceso de fertilización.
- Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno), tratada con un fungicida o desinfectada.
- Producir la semilla de siembra en áreas secas, utilizando riegos a pie e inspecciones de campo.
- Distanciar las calles de cultivo y orientarlas a los vientos predominantes en la zona o en dirección norte-sur para favorecer un ambiente seco, hostil al desarrollo de este patógeno.
- Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado.

- Una vez que aparece el hongo se debe controlar el desarrollo de las plantas adventicias durante el cultivo para favorecer un ambiente más seco en el entorno de la planta; no efectuar labores o tratamientos si las plantas están húmedas.
- Retirar y destruir las plantas con síntomas de antracnosis y los restos de la cosecha para evitar la propagación. No enterrar restos de cultivo de parcelas infectadas.

Umbral/Momento de intervención

Se considera especialmente importante vigilar la sanidad del cultivo desde el inicio de la floración hasta la recolección y, en su caso, valorar la necesidad de realizar intervenciones químicas a los 15-20 días desde la nascencia y 15-20 días tras la floración.

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 biotecnológicos

Utilizar cultivares resistentes (prácticamente la totalidad de los empleados en España para la producción de judía verde). La resistencia genética de judía frente a *C. lindemuthianum* es de naturaleza cualitativa y de raza específica; es decir, un gen de resistencia protege frente a una o varias razas de antracnosis.

Medios físicos

Para el control de *C. lindemuthianum*, se puede recurrir a técnicas de acolchado que minimizan el contacto entre la planta y el suelo, donde pueden estar presentes los conidios.

Medios químicos

Se han descrito diferentes materias activas que ayudan a controlar *C. lindemuthianum*, especialmente en sus fases iniciales. En ataques muy tempranos o en cultivares muy sensibles, los tratamientos en periodos lluviosos y cerca de la maduración del grano son poco eficaces.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Araya, C.M. (2008). *Guía de identificación y manejo integrado de enfermedades del frijol en América Central*. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. Disponible en: <http://repiica.iica.int/docs/B0891E/B0891E.pdf>

Gerlach, M. (1992). *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. & Magn.) Scribner. En: *Manual de enfermedades de las plantas* (Smith, I.M.; Dunez, J.; Phillips, D.H; Lelliot, R.A. y Archer, S.A.). Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

González, A. y Landeras, E. (2008). Ficha 32: *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. & Magn.) Scribner (Antracnosis) en judía (*Phaseolus* spp.). En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_032.pdf

Landeras, E.; Menéndez, F. y Braña, M. 2004. *Antracnosis de la faba*. Ficha Técnica Sanidad Vegetal 8/2004. Gobierno del Principado de Asturias. Disponible en:

http://www.asturias.es/Asturias/descargas/PDF_TEMAS/Agricultura/sanidad%20vegetal/fichas_y_boletines/ficha_8_2004.pdf

Melgarejo, P.; García-Jiménez, J.; Jordá, M.C.; López, M.M. Andrés, M.F. y Durán-Vila, N. (Coords.). (2010). *Patógenos de plantas descritos en España*. 2ª. Ed. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/publicaciones/patogenos%20final_tcm30-57872.pdf

Messiaen, C.M.; Blancard, D.; Rouxel, F. y Lafon, R. 1995. *Enfermedades de las hortalizas*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Pérez-Vega, E.; Campa, A. y Ferreira, J.J. (2010). *Control de antracnosis en el cultivo de faba granja asturiana*. Tecnología Agroalimentaria. Boletín Informativo del Servicio Regional de Investigación y Desarrollo Agroalimentario, 7. Disponible en:

<http://www.serida.org/pdfs/4179.pdf>

Puerta, J. (1962). *Enfermedades y plagas de la judía*. Hojas Divulgadoras, 11-12. Ministerio de Agricultura. Madrid (España). Disponible en:

http://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd_1962_11-12.pdf

Schwartz, H.F. (2005). Anthracnose. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).





***Haemanectria haematococca* (Berk. & Broome) Samuels & Nirenberg [anamorfo: *Fusarium solani* (Martius) Apple & Wollenweber emend. Snyder & Hansen] (FUSARIOSIS RADICULAR), *Fusarium oxysporum* f. sp. *phaseoli* Kendr. & Synder (FUSARIOSIS VASCULAR DE LA JUDÍA Y EL GUISANTE), *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* (Padwick) Matuo & Sao (FUSARIOSIS VASCULAR DEL GARBANZO)**



1. Podredumbre seca, lesiones rojizas y estriado en raíces de judía afectadas por *F. solani* f. sp. *phaseoli*



2. Enrojecimiento de haces vasculares en judía afectada por *F. solani* f. sp. *phaseoli*



3. Senescencia prematura en judía causada por *F. oxysporum* f. sp. *phaseoli*



4. Marchitez de planta de judía causada por *F. oxysporum* f. sp. *phaseoli*



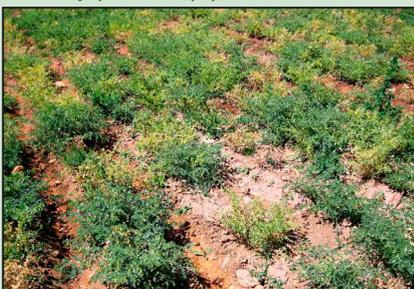
5. Micelio de *F. oxysporum* f. sp. *phaseoli* en la base del tallo de judía



6. Exudado gomoso en judía por ataque de *F. oxysporum* f. sp. *phaseoli*



7. Clorosis y senescencia en garbanzo por ataque de *F. oxysporum* f. sp. *ciceris*



8. Cultivo de garbanzo afectado por *F. oxysporum* f. sp. *ciceris*



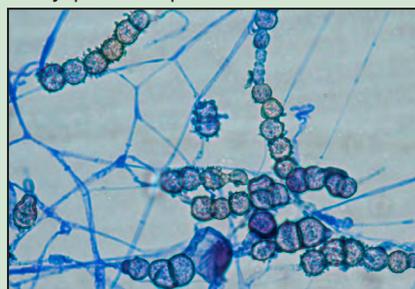
9. Estrías, coloraciones rojizas y necrosis en raíz y tallo de garbanzo causadas por *F. oxysporum* f. sp. *ciceris*



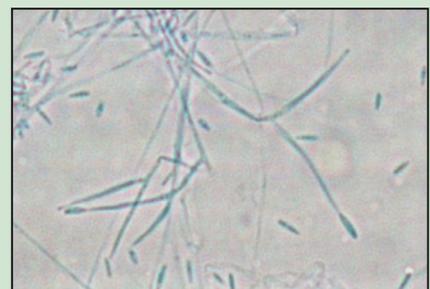
10. Crecimiento de *Fusarium* sp. en semilla de judía



11. Crecimiento de *F. oxysporum* f. sp. *phaseoli* en medio agar de patata glucosado (ADP)



12. Observación de clamidosporas de *Fusarium* sp. bajo microscopio óptico



13. Observación de microconidios de *Fusarium* sp. bajo microscopio óptico

Fotografías: M. Piedad Campelo, Universidad de León (1 a 6 y 10 a 13), Laboratorio de Diagnóstico de Plagas y Enfermedades Vegetales. Universidad de León (7 a 9)

Descripción

Fusariosis radicular:

El hongo causante de la enfermedad tiene una fase perfecta, *Haemanectria haematococca*, y una imperfecta, *Fusarium solani*. La fase perfecta forma peritecios generalmente superficiales y la imperfecta microconidios, macroconidios y clamidosporas. Tiene una especialización de hospedador importante, describiéndose, entre otras, la forma especial de la judía (*Fusarium solani* f. sp. *phaseoli*).

Fusariosis vascular:

El hongo causante de la enfermedad es *F. oxysporum* del que se han descrito más de un centenar de formas especializadas, siendo en el caso de las leguminosas, *Fusarium oxysporum* f. sp. *phaseoli* específico de la judía y del guisante, y *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* específico del garbanzo.

El micelio aéreo de esta especie al principio es blanco, pero cambia de color variando de violeta a morado oscuro. Al igual que *F. solani* forma clamidosporas y produce microconidios y macroconidios.

F. solani puede permanecer en el suelo como saprofito sobre restos infectados, que son también una importante fuente de inóculo de *F. oxysporum*. Las clamidosporas de *Fusarium* spp. pueden sobrevivir prolongadamente en el suelo de forma inactiva, conservando su capacidad infectiva durante 5 años. La infección primaria se inicia con la germinación de las clamidosporas, estimuladas por los exudados radiculares de las plantas hospedadoras o incluso de las plantas no hospedadoras.

En el caso de *F. oxysporum* la colonización vascular se inicia en la raíz y en la base del tallo por hifas delgadas, así como numerosos microconidios que, junto con el desarrollo de las hifas, facilitan la colonización sistémica de la planta.

Está descrita la transmisión de ambas especies de *Fusarium* a través de semilla producida por plantas infectadas, por transporte en aperos y útiles de cultivo infectados, por restos vegetales y tierra, y por agua de drenaje.

Síntomas y daños

Fusariosis radicular:

Los síntomas de *F. solani* en judía consisten en una podredumbre seca de la porción superior de la raíz pivotante y del cuello (chancros a nivel del suelo o justo por encima de éste); el tejido afectado toma una coloración rojiza que puede oscurecerse gradualmente y necrosarse eventualmente. En los ataques subletales las plantas pueden formar raíces secundarias en zonas inferiores del tallo. Las hojas muestran clorosis y desecados lentos debidos a la reducción de la absorción de agua por el tejido radicular.

En guisante se describen el ennegrecimiento y la pudrición de la raíz y del córtex del hipocotilo, la coloración rojo brillante del sistema vascular de la raíz, la clorosis foliar y el enanismo generalizado de la planta. Estos dos últimos síntomas también están presentes en plantas de garbanzo afectadas.

Fusariosis vascular:

Las formas patógenicas especiales de *F. oxysporum* en especies de leguminosas producen un amarilleo foliar comenzando por las hojas inferiores (más viejas), retardan el crecimiento y las plantas puede llegar a morir.

La penetración del hongo tiene lugar en la zona de elongación de la raíz y se extiende hacia arriba por los vasos xilemáticos mediante crecimiento micelial y formación de microconidios, que se transportan en la corriente transpiratoria.

En los tallos aparecen estrías longitudinales necróticas e internamente puede verse un oscurecimiento del tejido vascular, que se extiende al córtex en las fases tardías de la infección. Conviene destacar que en condiciones de campo el ataque vascular a menudo viene seguido de un ataque cortical, provocado por invasores secundarios. La enfermedad causa una maduración temprana de la planta y pérdidas de cosecha que varían entre el 10 y el 50 %.

En garbanzo *F. o. f. sp. ciceris* produce coloración rojo brillante del sistema vascular de la raíz y, a diferencia de *F. solani*, también del tallo.

Periodo crítico para el cultivo

Los ataques más frecuentes se producen en la segunda o tercera semana después de la siembra, pero los síntomas se observan cerca de la floración o del llenado de vainas.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

El rango térmico óptimo del suelo para el desarrollo de *F. s. f. sp. phaseoli* es de 20-25 °C. En guisante la enfermedad está favorecida por déficits hídricos importantes en el suelo.

En el caso de *F. o. f. sp. phaseoli* se describe que la temperatura a la que se registra el máximo crecimiento del micelio son 28 °C. La marchitez causada por *F. oxysporum* se ve favorecida por las temperaturas elevadas, el crecimiento rápido y la transpiración intensa, por lo que se desarrolla con especial rapidez en la floración o fructificación. Los suelos ácidos con deficiencia de potasio y la fertilización con nitrógeno amónico tienden a favorecer la enfermedad.

El ataque de nematodos (especialmente por especies de *Meloidogyne*) puede facilitar la entrada de *F. oxysporum*.

Medidas de prevención y/o culturales

- Deben realizarse un correcto manejo del riego, evitando los encharcamientos, y no realizar labores culturales que puedan producir heridas en el sistema radicular de las plantas y favorecer el ataque del hongo.
- Rotar los cultivos introduciendo especies de gramíneas y evitando como precedente cualquier cultivo de leguminosas. En parcelas con antecedentes de la enfermedad se recomienda no cultivar judía durante, al menos, 4 años.
- El encalado si el terreno es ácido, la fertilización potásica y el uso de nitratos pueden ayudar a reducir las pérdidas ocasionadas por *F. oxysporum*.
- Se recomienda realizar una fertilización adecuada de fósforo, magnesio y zinc para reducir los posibles daños por *F. oxysporum*.
- Eliminar la posible flora arvense que, sin ser especies hospedadoras, pueden actuar como reservorio de inóculo.
- Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno), tratada con un fungicida o desinfectada.
- Si es posible, en parcelas con antecedentes de *F. oxysporum* retrasar la fecha de siembra en las variedades especialmente sensibles.
- Realizar la siembra con un buen tempero y evitar los suelos encharcados. La aireación del suelo induce la formación de clamidosporas, mientras que un suelo compacto favorece la invasión del hospedador y el desarrollo de síntomas.
- Minimizar la profundidad de siembra.

- La incorporación de paja de cereal (cebada) a suelo infectado por *F. solani* se ha asociado con la lisis de propágulos del hongo.
- El aporcado de plantas afectadas puede permitirles emitir nuevas raíces a nivel de la zona sana del hipocotilo y sobrellevar la infección si ésta no está muy avanzada; si bien las plantas nunca alcanzan el vigor de las plantas sanas y el resultado es una reducción del número de vainas y, por tanto, de la cosecha.

Umbral/Momento de intervención

No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables.

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

Se describe la existencia de suelos supresivos para *Fusarium* (el nivel de competencia con otros microorganismos impide que ataque a las plantas cultivadas) cuyo efecto podría transferirse a otros.

Medios biotecnológicos

Utilizar cultivares resistentes o tolerantes, si bien las variedades tradicionales son sensibles a estas enfermedades.

Medios físicos

Tratamientos de desinfección del suelo.

Medios químicos

Se han descrito diferentes materias activas que ayudan a controlar *Fusarium* spp.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Araya, C.M. (2008). *Guía de identificación y manejo integrado de enfermedades del frijol en América Central*. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. Disponible en:

<http://repiica.iica.int/docs/B0891E/B0891E.pdf>

Burke, D.W. y Hall, R. (2005). Fusarium root rot. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).

Consejería de Agricultura y Ganadería de la Junta de Castilla y León. (2007). *Resolución de 26 de enero de 2007, de la Dirección General de Producción Agropecuaria, por la que se aprueba el Reglamento Técnico Específico de Producción Integrada de leguminosas de consumo humano: garbanzo (*Cicer arietinum*), lenteja (*Lens culinaris*) y alubia (*Phaseolus vulgaris*)*. Boletín Oficial de Castilla y León, 29. Disponible en:

<http://bocyl.jcyl.es/boletines/2007/02/09/pdf/BOCYL-D-09022007-2.pdf>

Hagedorn, D.J. (2005). *Fusarium wilt (yellows)*. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).

Louvet, J. (1992). *Fusarium oxysporum* Shelecht. En: *Manual de enfermedades de las plantas* (Smith, I.M.; Dunez, J.; Phillips, D.H; Lelliot, R.A. y Archer, S.A.). Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Melgarejo, P.; García-Jiménez, J.; Jordá, M.C.; López, M.M. Andrés, M.F. y Durán-Vila, N. (Coords.). (2010). *Patógenos de plantas descritos en España*. 2ª. Ed. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/publicaciones/patogenos%20final_tcm30-57872.pdf

Messiaen, C.M.; Blancard, D.; Rouxel, F. y Lafon, R. (1995). *Enfermedades de las hortalizas*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Phillips, D.M. (1992). *Nectria haematococca* Berk. & Broome. En: *Manual de enfermedades de las plantas* (Smith, I.M.; Dunez, J.; Phillips, D.H; Lelliot, R.A. y Archer, S.A.). Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Puerta, J. (1962). *Enfermedades y plagas de la judía*. Hojas Divulgadoras, 11-12. Ministerio de Agricultura. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd_1962_11-12.pdf



***Ascochyta boltshauseri* Sacc. y *Phoma exigua* var. *exigua* Malc. & E.G. Gray (NECROSIS DE TALLOS, VAINAS Y HOJAS DE LA JUDÍA), *Pseudocercospora griseola* (Sacc.) Crous & U. Braun (MANCHA ANGULAR DE LA JUDÍA)**



1. Manchas en hoja de judía infectada por *P. exigua*



2. Detalle de lesión en hoja de judía infectada por *P. exigua*



3. *P. exigua*, chancros en peciolos y tallos de judía



4. *P. exigua*, detalle de lesiones en tallos de judía



5. *P. exigua*, vaina de judía infectada



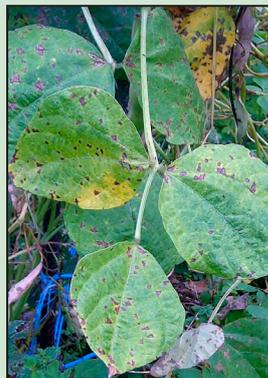
6. Detalle de lesión en vaina de judía infectada por *P. exigua*



7. Semillas infectadas por *A. boltshauseri* / *P. exigua*



8. Planta de judía atacada por *P. griseola*



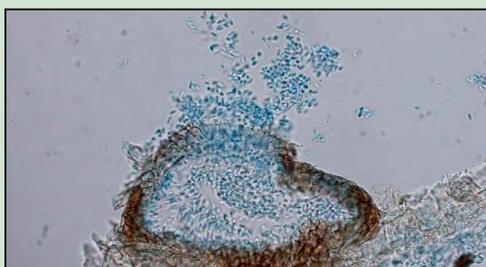
9. Manchas en hoja de judía infectada por *P. griseola*



10. Detalle de lesión en hoja de judía infectada por *P. griseola*



11. Vainas de judía infectadas por *P. griseola*



12. Observación de picnidios y picnidiosporas de *Phoma* sp.



13. Conidióforos y conidios de *P. griseola* bajo microscopio óptico

Fotografías: Elena Landeras. Laboratorio de Sanidad Vegetal del Principado de Asturias (1, 4 y 6), Ana J. González. Servicio Regional de Investigación y Desarrollo Agroalimentario de Asturias (2, 3, 5 y 7 a 11), Cesar Calderon, Cesar Calderon Pathology Collection, USDA APHIS PPQ, Bugwood.org (12), Eric McKenzie_padil.gov.au (13)

Descripción

Ascochyta boltshauseri y ***Phoma exigua* var. *exigua*** son hongos que atacan a la judía, si bien la segunda especie también puede encontrarse en otros hospedadores tales como patata, berenjena y raíces de escarola. Ambas especies forman picnidios de color marrón oscuro o negro, apareciendo indistintamente en una misma planta enferma. Se transmiten por semilla y se dispersan gracias a las salpicaduras de agua, al viento, al contacto directo entre plantas, por insectos o también con herramientas, aperos y material infectado.

Pseudocercospora griseola es el agente responsable de la denominada “mancha angular” de la judía, aunque también está descrito en *Phaseolus coccineus* y en guisante. Produce hifas de color oliváceo y conidióforos y conidios de color marrón.

Síntomas y daños

A. boltshauseri y ***P. exigua*** producen lesiones negruzcas en peciolo y tallos, y manchas marrones en hojas y vainas, siendo indistinguibles ambas especies a simple vista. En todos los casos, las lesiones son más o menos circulares, con multitud de picnidios dispuestos en zonas concéntricas. En los peciolo y en los tallos las lesiones se asemejan a pequeños chancros deprimidos y alargados que pueden llegar a estrangularlos, marchitando y secando la hoja o la planta, según el caso. En las hojas las manchas tienen un tamaño de 10 a 30 mm de diámetro, y en las vainas pueden llegar a afectar a más de la mitad de ésta y penetrar infectando las semillas que, en variedades blancas, adquieren color marrón.

P. griseola produce manchas marrón-rojizas alargadas en tallos, ramas y peciolo. En hojas se observan manchas angulares necróticas, con o sin halo amarillo, que dan nombre a la enfermedad. Si el número de manchas en las hojas es elevado se produce defoliación prematura. Sobre las manchas, en el envés de la hoja, el hongo fructifica abundantemente en condiciones de humedad, observándose puntos oscuros. En las vainas se observan manchas circulares de distintos tamaños y coloración pardo-rojiza, que evoluciona a pardo-negruzca, y que pueden ser fácilmente confundidas con las causadas por grasa (*Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola*). Las infecciones tempranas reducen el desarrollo de las vainas y las semillas. En las vainas desarrolladas se llegan a manchar las semillas, depreciándolas comercialmente.

Periodo crítico para el cultivo

P. griseola puede atacar a la planta desde dos semanas después de la siembra hasta el llenado de vainas, siendo más visible a la enfermedad a partir de la sexta semana de cultivo.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Los focos primarios de *A. boltshauseri* y *P. exigua* se deben fundamentalmente a semillas infectadas y la dispersión de la enfermedad tiene lugar por salpicaduras de lluvia, debido a la acción del viento, por insectos o por el contacto directo entre plantas. Las condiciones ambientales óptimas para el desarrollo de la enfermedad son la humedad relativa elevada, favorecida por la presencia de lluvias moderadas e intermitentes, y temperaturas por debajo de 28 °C, con un óptimo de crecimiento entre 21 y 24 °C.

La principal fuente de inóculo primario de *P. griseola* son los restos de cultivo, siendo la supervivencia en ellos de hasta año y medio. La semilla contaminada constituye otra fuente de transmisión, aunque más baja. Hasta el momento, no se ha encontrado que las malas hierbas puedan servir como reservorio y medio de diseminación. La dispersión de la enfermedad dentro del cultivo tiene lugar por contacto directo de unas plantas con otras, viento, salpicaduras de

lluvia e insectos. Las condiciones óptimas para el desarrollo de la enfermedad son la humedad y la temperatura moderadas (24 °C), estableciéndose un rango térmico de entre 16 y 28 °C.

Medidas de prevención y/o culturales

- Eliminar residuos de cosecha mediante quema y laboreo profundo.
- Rotar el cultivo con especies no hospedantes al menos durante dos años.
- Evitar el exceso de fertilización nitrogenada y vigilar los niveles de materia orgánica para no originar una elevada masa foliar.
- Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno), tratada con un fungicida o desinfectada.
- Distanciar las calles de cultivo y orientarlas a los vientos predominantes en la zona o en dirección norte-sur para favorecer un ambiente seco.
- Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado.

Umbral/Momento de intervención

No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables.

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

En parcelas con antecedentes de *A. boltshauseri* y *P. exigua*, dado que los conidios pueden permanecer viables varios años, se debe valorar, según las condiciones climáticas, la necesidad de aplicar medidas de control químico desde el estado fenológico de tercera hoja trifoliada hasta el llenado de vainas.

Se han descrito diferentes materias activas que ayudan a controlar las micosis de la parte aérea de las leguminosas.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Araya, C.M. (2008). *Guía de identificación y manejo integrado de enfermedades del frijol en América Central*. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. Disponible en:

<http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A4521e/A4521e.pdf>

García, G.; Campa, A.; Fernandez, M.M.; González, A.J. y Ferreira, J.J. (2016). *Orientaciones para el cultivo de la faba*. Servicio Regional de Investigación y Desarrollo Alimentario. Gobierno del Principado de Asturias. Oviedo (España). Disponible en:

<http://www.serida.org/pdfs/6717.pdf>

- Landeras, E. y González, A.J. (2004). Ficha 257: *Phoma exigua* var. *Exigua* Sutton & Waterston y *Ascochyta boltshauseri* Sacc. (necrosis de tallos vainas y hojas) en judía (*Phaseolus vulgaris* L.). En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Vol. IV. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en: https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_257.pdf
- Landeras, E.; Alzugaray, R., García, P. y Braña, M. (2007). *Necrosis de tallos, vainas y hojas de la faba*. Ficha Técnica Sanidad Vegetal 16/2007. Gobierno del Principado de Asturias. Disponible en: https://www.asturias.es/Asturias/descargas/PDF_TEMAS/Agricultura/sanidad%20vegetal/fichas_y_boletines/ficha_16_2007.pdf
- Landeras, E.; González, A.J., González, A. y Braña, M. (2016). *Mancha angular de la faba*. Ficha Técnica Sanidad Vegetal 28/2016. Gobierno del Principado de Asturias. Disponible en: https://www.asturias.es/Asturias/descargas/PDF_TEMAS/Agricultura/sanidad%20vegetal/fichas_y_boletines/Ficha_28_2016.pdf
- Landeras, E.; Trapiello, E.; Braña, M. y González, A.J. (2017). *Occurrence of angular leaf spot caused by Pseudocercospora griseola in Phaseolus vulgaris in Asturias, Spain*. Spanish Journal of Agricultural Research 15 (3): 5pp. Disponible en: <http://revistas.inia.es/index.php/sjar/article/view/10798/3601>
- Melgarejo, P.; García-Jiménez, J.; Jordá, M.C.; López, M.M. Andrés, M.F. y Durán-Vila, N. (Coords.). 2010. *Patógenos de plantas descritos en España*. 2ª. Ed. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Madrid (España). Disponible en: https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/publicaciones/patogenos%20final_tcm30-57872.pdf
- Schwartz, H.F. (2005). *Ascochyta* leaf spot. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).
- Schwartz, H.F. (2005). *Cercospora* leaf spot and blotch. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).





***Botryotinia fuckeliana* (De Bary) [anamorfo: *Botrytis cinerea* Pers.] (PODREDUMBRE GRIS) y *Botrytis fabae* Sardiña (MANCHA DE CHOCOLATE O GEÑA DE LAS HABAS)**



1. Vaina de judía mostrando síntomas de *B. cinerea* en campo



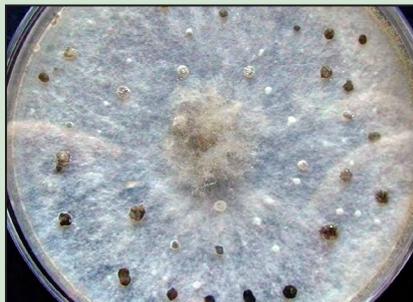
2. Podredumbre en vainas de judía infectadas por *B. cinerea*



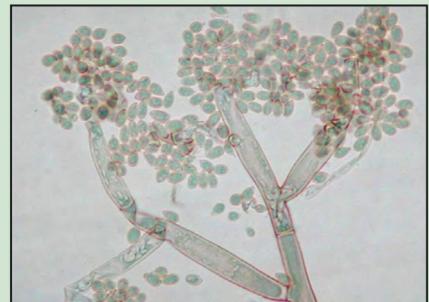
3. Detalle de micelio de *B. cinerea* en vaina de judía



4. Crecimiento de *B. cinerea* en medio agar de patata glucosado (ADP)



5. Crecimiento de cepa de *B. cinerea* formadora de esclerocios



6. Observación, bajo microscopio óptico, de conidióforos y conidios de *B. cinerea*



7. Manchas en hoja infectada por *B. fabae*



8. Detalle de lesiones concéntricas en hojas infectadas por *B. fabae*



9. Detalle de lesión en tallo infectado por *B. fabae*



10. Planta de haba infectada por *B. fabae*



11. Necrosis apical en haba infectada por *B. fabae*



12. Planta de haba infectada por *B. fabae*

Fotografías: Howard F. Schwartz, Colorado State University, Bugwood.org (1), M. Piedad Campelo, Universidad de León (2 a 6, 9 y 10), Bonifacio Reinoso, Universidad de León (7, 8, 11, 12)

Descripción

Botrytis cinerea es una especie muy polífaga, con un amplísimo rango de cultivos hospedadores (hortícolas, forestales, frutales, ornamentales, vid) a los que puede afectar en cualquier estado

de desarrollo y a cualquier parte de la planta. La patogenicidad de *Botrytis fabae* se centra en el género *Vicia*.

Podredumbre gris:

El hongo causante de la podredumbre gris tiene una fase perfecta (*Botryotinia fuckeliana*), que forma apotecios que contienen ascas con ascosporas, y una imperfecta (*Botrytis cinerea*) cuyos conidióforos producen conidios y, en algunas cepas, llega a producir esclerocios de forma variable, de más de 3 mm de diámetro.

B. cinerea es capaz de sobrevivir en el suelo o en restos vegetales en forma de esclerocios o de micelio. En primavera, con tiempo lluvioso y temperatura suave, el micelio esporula produciendo conidios, que son las esporas sexuales y el medio de propagación del patógeno. La dispersión de las conidias se lleva a cabo por la acción del viento, las gotas de lluvia o por el agua de riego.

Los restos vegetales colonizados también pueden dispersarse por el viento y la lluvia, y constituyen una base de un inóculo saprofito importante, que se adhiere a las superficies mojadas de las plantas.

Tanto los conidios como el micelio pueden infectar los tejidos susceptibles, pero las aberturas naturales o las heridas facilitan la entrada, por lo que las plantas serán especialmente sensibles si se realizan labores que produzcan lesiones en las mismas.

Geña de las habas:

B. fabae forma conidióforos con conidios y también pequeños esclerocios negros de hasta 1 mm de diámetro. Inverna principalmente como esclerocios en tallos de haba secos, si bien estas estructuras no sobreviven en el terreno durante largos periodos y a menudo están parasitados por otros hongos. En condiciones ambientales húmedas y suaves los esclerocios producen conidios que se dispersan por el viento.

Alternativamente, este patógeno puede invernar también en lesiones sobre rebrotes o sobre malas hierbas. *B. fabae* puede encontrarse en partidas de semillas, si bien suele morir durante el periodo de almacenamiento.

Síntomas y daños

Podredumbre gris:

Infecta a las plantas a partir de heridas o tejidos colonizados. Causa la muerte de plántulas en pre y post emergencia.

Desarrolla lesiones pardas, a veces hidrópicas, que se extienden por el tallo y las hojas. En las flores producen manchados y marchiteces, caída de flores y, por tanto, merma de la producción. En las vainas causa una podredumbre blanda sobre la que puede aparecer el micelio gris del hongo, que se extiende con rapidez y puede infectar a las semillas y afectar también a los productos almacenados.

Los daños de la enfermedad pueden agravarse durante el periodo de postcosecha (conservación y/o la expedición) especialmente en el caso de vainas tiernas de judía recogidas con humedad, eventualmente manchadas de tierra, apareciendo frutos podridos en las cajas o los plásticos que las contienen.

Geña de las habas:

Ataca a todas las partes aéreas de *Vicia faba*. Con baja humedad, crea manchas circulares de color pardo oscuro o gris, de varios milímetros en hojas, pétalos y vainas, y alargadas en tallos. Con humedad se extiende rápidamente intra e intercelularmente. Produce entonces enzimas pectolíticas y fitotoxinas. Las lesiones antes grises ennegrecen ("manchas de chocolate"), se agrandan (3-5 mm de diámetro) y destruyen el tejido afectado. En esta fase más agresiva de la enfermedad, la mayoría de las hojas se caen y los tallos se inclinan causando la caída de plantas.

En condiciones de alternancia humedad-sequedad se forman anillos concéntricos. Este tipo de lesiones se distinguen de las causadas por *Ascochyta fabae* por la ausencia de picnidios.

También ataca a veza (*Vicia sativa*), causando lesiones en hojas de color pardo.

Periodo crítico para el cultivo

Para atacar tejidos verdes en crecimiento activo *B. cinerea* debe colonizar previamente tejidos muertos o senescentes, como corolas marchitas u hojas marchitas, por lo que en el periodo de formación de las vainas pueden aparecer podredumbres. Se considera que la mayor vulnerabilidad de las plantas abarca desde el principio del proceso de engrosamiento de las vainas hasta la cosecha de los primeros frutos. En cultivos en invernadero el periodo crítico está comprendido entre los meses de diciembre y marzo, ya que las condiciones ambientales en el interior son más propicias para el desarrollo de la enfermedad.

En condiciones secas *B. fabae*, cuyo rango térmico es de 8 a 18 °C, permanece inactivo en el hospedador o crece lentamente, mientras que en condiciones lluviosas o húmedas el hongo crece de forma muy activa. Si la fase más agresiva de la enfermedad aparece antes del llenado de vainas puede destruir la cosecha por completo, si no se dan ambas condiciones puede que las pérdidas productivas sean pequeñas. Si la enfermedad no aparece hasta después de que las vainas se hayan llenado por completo la cosecha de grano no se verá afectada, pero podrá depreciar las vainas.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

El óptimo térmico de *B. cinerea* para la germinación de los conidios es de 18 °C (temperatura mínima de infección 8 °C) y las infecciones más graves suelen darse cuando la superficie de la planta permanece mojada durante al menos 15 horas y las temperaturas se mantienen entre 15 y 20 °C, aunque la infección también puede tener lugar en ausencia de agua si la humedad relativa supera el 90 %. La amplitud del rango térmico permite que el hongo pueda extenderse también con rapidez incluso en almacenes refrigerados.

Los cultivos de judía sembrados de forma muy densa y excesivamente fertilizados poseen un desarrollo foliar que, en climas húmedos o con tormentas en verano, pueden conllevar un incremento de la frecuencia y de la gravedad de los ataques del hongo. Igualmente, se muestran más sensibles al ataque del hongo las plantas sometidas a estrés hídrico o luminoso.

Para que se inicie la infección, *B. fabae* necesita una humedad relativa de al menos 85-90 %, aunque no se necesita condensación de agua; el intervalo térmico se establece en 3-28 °C, siendo 15-20 °C el óptimo.

Medidas de prevención y/o culturales

- Rotar los cultivos.
- Evitar el exceso de fertilización.
- Eliminar la posible flora arvense que pueden actuar como reservorio de inóculo.
- Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno), tratada con un fungicida o desinfectada.
- Establecer un marco de siembra que permita mejorar la aireación y evitar la acumulación de humedad sobre el cultivo.
- Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado.
- Manejar adecuadamente la ventilación en el caso de cultivos protegidos.

- Para minimizar los daños en postcosecha se comercializará el producto con la mayor celeridad posible, se evitará el apilamiento excesivamente compacto en cajas o se emplearán sacos o redes de plástico muy perforados. El correcto manejo de temperatura y de humedad en los almacenes reducen las pérdidas.

Con presencia de la enfermedad:

- Controlar las plantas adventicias y evitar el exceso de abonado nitrogenado durante el cultivo se consideran aspectos importantes para reducir los daños de estas micosis en parcelas infectadas.
- Deben evitarse labores culturales que puedan producir heridas en las plantas y favorecer el ataque de los hongos.

Umbral/Momento de intervención

No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables.

En parcelas con antecedentes de estas enfermedades se podrán realizar tratamientos preventivos a criterio del técnico responsable, evaluando las condiciones edafoclimáticas y fenológicas del 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

Biofumigación.

A niveles bajos de infección, uso de antagonistas microbianos como *Trichoderma* spp.

Medios físicos

Solarización.

Medios químicos

Se han descrito diferentes materias activas que ayudan a controlar *B. cinerea* y *B. fabae*.

Teniendo en cuenta el periodo crítico para el cultivo, se considera que el primer tratamiento fungicida destinado a prevenir los ataques debe aplicarse a principios de la etapa de floración, repitiendo esta operación en función de las condiciones climáticas y la sintomatología observada.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Consejería de Agricultura y Pesca de la Junta de Andalucía. (2014). *Protocolo de campo para el seguimiento del cultivo de judía verde*. Red de alerta e información fitosanitaria. Disponible en: <https://www.juntadeandalucia.es/export/cdn-micrositios/documents/71753/92810/Judia+verde/15b40d7d-ba08-476f-a465-6222ca3ff651>

Gómez, V.M. y Montón, C. (2008). Ficha 25: *Botrytis cinerea* Pers. (Podredumbre gris "piel de rata") en varios cultivos. En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en: http://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_025.pdf

Harrison, J.G. (1992). *Botrytis fabae* Sardiña. En: *Manual de enfermedades de las plantas* (Smith, I.M.; Dunez, J.; Phillips, D.H; Lelliot, R.A. y Archer, S.A.). Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Jarvis, W.R. (2005). Gray mold. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).

Melgarejo, P.; García-Jiménez, J.; Jordá, M.C.; López, M.M. Andrés, M.F. y Durán-Vila, N. (Coords.). (2010). *Patógenos de plantas descritos en España*. 2ª. Ed. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/publicaciones/patogenos%20final_tcm30-57872.pdf

Messiaen, C.M.; Blancard, D.; Rouxel, F. y Lafon, R. (1995). *Enfermedades de las hortalizas*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Verhoeff, K. Bulit, J. y Dubos, B. (1992). *Botryotinia fuckeliana* (de Bary) Whetzel. En: *Manual de enfermedades de las plantas*. (Smith, I.M.; Dunez, J.; Phillips, D.H; Lelliot, R.A. y Archer, S.A.). Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).



***Peronospora manshurica* (Naum.) Syd. ex Gäum. (MILDIU DE LA SOJA),
P. viciae (Berk.) Caspary (MILDIU DEL GUISANTE) y *Phytophthora phaseoli* Thaxter (MILDIU DE LA JUDÍA)**



1. *P. manshurica*, manchas en hojas



2. *P. manshurica*, lesiones en haz de la hoja



3. *P. manshurica*, lesiones en el envés



4. *P. manshurica*, manchas verde pálido o amarillo y necrosis en el haz de la hoja



5. *P. manshurica*, esporulación morado-grisácea en el envés de la hoja



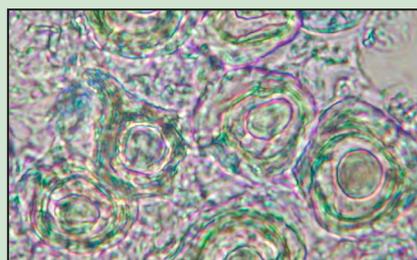
6. *P. manshurica* costra lechosa en semillas



7. Micelio de *P. manshurica* (microscopio estereoscópico)



8. Observación de conidióforos y conidios de *P. manshurica* bajo microscopio óptico



9. Observación de oosporas de *P. manshurica* bajo microscopio óptico



10. *P. viciae*, plantas de guisante afectadas



11. Lesiones de *P. viciae* en estípulas de guisante (haz)



12. Lesiones de *P. viciae* en estípulas (envés)



13. *P. viciae*, detalle de lesiones en hoja de guisante (haz)



14. *P. viciae*, detalle de esporulación en hoja de guisante (envés)



15. Micelio bajo microscopio estereoscópico de *P. viciae*



16. Conidióforos de *P. viciae* bajo microscopio óptico



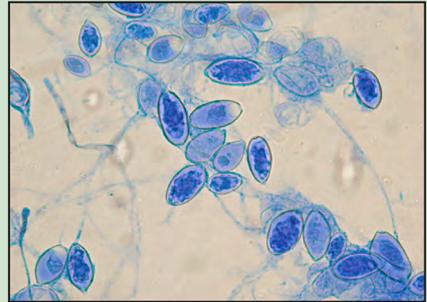
17. Conidios bajo microscopio óptico de *P. viciae*



18. *P. phaseoli*, planta de judía afectada



19. *P. phaseoli* vaina de judía afectada con micelio blanquecino



20. Observación de conidios de *P. phaseoli* bajo microscopio óptico

Fotografías: M. Piedad Campelo, Universidad de León

Descripción

Peronospora manshurica es un hongo específico de la soja. Tiene una amplia variabilidad en cuanto a especialización fisiológica, conociéndose al menos 33 razas patogénicas. Produce esporangios hialinos y oosporas amarillentas.

El hongo inverna como oosporas en las semillas o en los tejidos infectados y éstas pueden permanecer viables hasta 8 años. Bajo condiciones adecuadas el inóculo primario puede provocar infecciones sistémicas que reducen la calidad de la planta. *P. manshurica* infecta las hojas de soja, desarrollando el micelio dentro de la planta, invade las vainas y cubre las semillas con una costra de oosporas.

Los esporangios constituyen el inóculo secundario; se producen en el envés de las hojas infectadas, emergen por los estomas individualmente o en grupos y se diseminan fácilmente por las corrientes de aire.

Peronospora viciae afecta a los cultivos de lenteja, guisante y judía, y a otras leguminosas como la almorta o la veza. Produce esporangios de color violeta pálido a gris y oosporas de color marrón claro a rosa amarillento, que pueden sobrevivir en el suelo alrededor de 10 años. Se describe la transmisión del hongo en semilla de guisante.

Phytophthora phaseoli afecta a diferentes especies de varias familias botánicas, habiendo sido detectado en España en plantas del género *Phaseolus*, en la que puede producir abundantes oosporas en vainas infectadas.

Síntomas y daños

P. manshurica afecta a la parte aérea de la planta. El síntoma inicial es la aparición de manchas de color verde pálido o amarillo claro en el haz de las hojas jóvenes, que se extienden formando lesiones de forma y tamaño indefinido y de color amarillo brillante. En el envés de las hojas (especialmente en condiciones de alta humedad ambiental) coincidiendo con las manchas del haz se observa una esporulación morado-grisácea.

A medida que avanza la infección los tejidos afectados adquieren una tonalidad marrón grisácea, con un halo amarillo verdoso. Cuando la infección es muy grave la planta se defolia y muere prematuramente.

Las vainas pueden infectarse sin mostrar síntomas; las semillas formadas en ellas aparecen cubiertas por una costra lechosa, con frecuencia, agrietadas, y ocasionalmente son de menor tamaño y peso. El síntoma sistémico debido a una infección a partir de semilla es el enanismo de las plantas, las cuales desarrollan hojas rugosas y pequeñas.

P. viciae causa enanismo y deformación de las plántulas como síntomas sistémicos, aparición de eflorescencia blanca en los tejidos infectados y muerte de la planta. La infección foliar localizada produce manchas amarillas o pardas en el haz, que se corresponden con micelio algodonoso blanco-morado en el envés. El tamaño de las lesiones oscila entre 2-20 mm y las más grandes están limitadas por las venas. Puede infectar las flores e invadir vainas y semillas.

P. phaseoli ataca a la parte aérea de la judía, pudiéndose observar una vellosidad blanquecina, que corresponde con el micelio del hongo, en el envés de las hojas, en los tallos jóvenes y en las vainas.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

En el caso de ***P. manshurica*** la rapidez de germinación y la temperatura condicionan la frecuencia de la infección sistémica primaria (a partir de semillas infectadas). En las hojas de plantas infectadas sistémicamente el hongo esporula en 1-2 semanas tras la emergencia, acción que se favorece con periodos prolongados de humedad y temperaturas nocturnas bajas. El viento disemina los esporangios a hojas de plantas sanas causando infecciones secundarias. Las lesiones foliares iniciales pueden reducir la cosecha, pero si la infección avanza y afecta toda el área foliar la planta muere prematuramente y las pérdidas económicas pueden ser mucho mayores.

En el caso de ***P. viciae***, las oosporas que sobreviven en el suelo son las responsables de las infecciones primarias y la propagación del hongo se ve favorecida en ambiente fresco, con condiciones de humedad y en áreas sombreadas. Los síntomas iniciales empiezan en las hojas tres y cuatro, progresando de forma ascendente en la planta. Así, se describe que la formación de esporangios requiere una humedad relativa del 90 % durante más de 12 horas y temperaturas inferiores a 15 °C; temperaturas superiores a los 20 °C favorecen la formación de oosporas.

P. phaseoli produce mayores infecciones en vainas cercanas al suelo y con niveles altos de humedad relativa y bajas temperaturas. El óptimo térmico se sitúa en torno a los 20 °C.

Medidas de prevención y/o culturales

- Rotación de cultivos.
- Destruir o enterrar en profundidad los restos vegetales.
- Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno), tratada con un fungicida o desinfectada.
- Deben evitarse labores culturales que puedan producir heridas en las plantas y favorecer el ataque de los hongos.
- Retrasar la siembra buscando realizarla con condiciones climáticas adversas para el patógeno.
- Elegir marcos de siembra que reduzcan la densidad de plantación y favorezcan la aireación de las plantas.

Umbral/Momento de intervención

No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables.

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 biotecnológicos

Utilizar cultivares resistentes o tolerantes.

Medios químicos

Se han descrito materias activas que ayudan a controlar el mildiu en leguminosas.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Campelo, M.P.; Lorenzana, A. y Palomo, J.L. (2006). Ficha 313: *Peronospora manshurica* (Naum.) Syd. ex Gäum. (Mildiu) en soja (*Glycine max* (L.) Merrill). En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en:

http://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_313.pdf

Chen, W. y Manjarred-Sandoval, P. (2011). Downy mildew. En: *Compendium of chickpea and lentil diseases and pests* (Chen, W.; Sharma, H.C. y Muehlbauer, F.J.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).

Dixon, G.R. (1992). *Peronospora viciae* (Berk.) Caspary. En: *Manual de enfermedades de las plantas* (Smith, I.M.; Dunez, J.; Phillips, D.H; Lelliot, R.A. y Archer, S.A.). Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Schwartz, H.F. (2005). Downy mildew. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).

Virányi, F. (1992). *Peronospora manshurica* (Naumov) H. Sydow. En: *Manual de enfermedades de las plantas* (Smith, I.M.; Dunez, J.; Phillips, D.H; Lelliot, R.A. y Archer, S.A.). Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).





Erysiphe spp. y *Leveillula taurica* (Lev.) Arnaud (OÍDIO)



1. Manchas blancas de oídio en hojas de guisante



2. Detalle de manchas de oídio en foliolo de guisante



3. Detalle de manchas de oídio en estípula de guisante



4. Necrosis de hojas de guisante infectadas por oídio



5. Planta de altramuз infectada por oídio



6. Observación de conidios de *Erysiphe* sp. bajo microscopio óptico

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León (1 a 5), M. Piedad Campelo, Universidad de León (6)

Descripción

Erysiphe diffusa (Cooke & Peck) U. Braun & S. Takam y *Erysiphe polygoni* DC. (anamorfo *Oidium balsamii* Mont.) se describen como especies causantes de oídio en judía; si bien en España en este cultivo sólo hay referencias bibliográficas de la primera. El micelio de estos hongos forma conidióforos hialinos en cuyo extremo se desarrollan cadenas de conidios, que se desprenden y dispersan la enfermedad fácilmente mediante el viento y el agua, por contacto entre plantas o por el agricultor a través de los utensilios de trabajo. Ninguna de las especies suele formar peritecas en judía.

Erysiphe pisi DC ha sido citado como causante de oídio en guisante y lenteja en muchas partes del mundo. *Leveillula taurica* (Lev.) Arnaud (anamorfo *Oidiopsis taurica* (Lév.) E.S. Salmon) es la especie de oídio descrito con más frecuencia en garbanzo, habiendo también sido citado en lenteja. La morfología de las fases de estos hongos es parecida a los de las especies citadas en judía y en regiones con inviernos suaves parece ser infrecuente la observación de su fase sexual.

Síntomas y daños

E. diffusa produce síntomas sobre cualquier parte aérea de la judía, siendo particularmente visibles en las hojas y los tallos. Inicialmente se observan unas motas o manchas de color blanco/grisáceo correspondientes con el micelio del hongo y, a medida que la enfermedad progresa, éstas pueden llegar a cubrir el tallo y la hoja, dándoles un aspecto grisáceo. El ataque produce el debilitamiento general de la planta, la caída prematura de hojas, flores y vainas, y la muerte de la planta.

Al igual que para la judía, las especies citadas como responsables del oídio en garbanzo, guisante y lenteja, forman en las partes verdes de las plantas manchas blancas (correspondientes con el micelio del hongo que produce conidióforos y conidios hialinos), que se expanden e invaden

el limbo foliar o las vainas. En caso de infecciones graves se produce clorosis de las hojas, debilitamiento y muerte de las plantas. Para el garbanzo se describe también la reducción de tamaño de las semillas.

Periodo crítico para el cultivo

De forma general, se describe que la infección por oídio puede ser especialmente grave en el estado fenológico de floración.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

A partir del micelio de *Erysiphe* sp. se desarrollan conidióforos con conidios que se desprenden en condiciones de humedad relativa moderada (65-70 %) y temperaturas suaves (ligeramente por encima de los 20 °C). Es altamente probable que las semillas procedentes de vainas infectadas sean portadoras de estos hongos.

Medidas de prevención y/o culturales

- Eliminar residuos de cosecha mediante quema y laboreo profundo.
- Rotar el cultivo con especies no hospedantes como, por ejemplo, cereales.
- Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno), tratada con un fungicida o desinfectada.
- Orientar las calles de la parcela para minimizar el efecto del viento o, si es posible, poner pantallas.
- Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado.
- Si es posible, una vez detectadas plantas infectadas, arrancarlas y destruirlas fuera de la parcela.
- Una vez que se detectan plantas infectadas, se debe controlar el desarrollo de las malas hierbas durante el cultivo, ya que algunas de ellas son hospedantes del patógeno.

Umbral/Momento de intervención

No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables.

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 biotecnológicos

Utilizar cultivares resistentes o tolerantes.

Medios físicos

Recurrir a técnicas de acolchado para minimizar el contacto entre la planta y el suelo, donde pueden estar presentes los conidios del patógeno.

Medios químicos

Se han descrito diferentes materias activas que ayudan a controlar el oidio de las leguminosas.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Attanayake, R.; Chen, W.; Glawe, D.A. y Dugan, F. (2011). Powdery mildew of lentil. En: *Compendium of chickpea and lentil diseases and pests.* (Chen, W.; Sharma, H.C. y Muehlbauer, F.J.). The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).

Dixon, G.R. (1992). *Erysiphe pisi* DC. En: *Manual de enfermedades de las plantas.* (Smith, I.M.; Dunez, J.; Phillips, D.H; Lelliot, R.A. y Archer, S.A.). Mundi-Prensa. Madrid (España).

Dugan, F.; Attanayake, R.; Glawe, D.A. y Chen, W. (2011). Powdery mildew of chickpea. En: *Compendium of chickpea and lentil diseases and pests.* (Chen, W.; Sharma, H.C. y Muehlbauer, F.J.). The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).

García, G., Campa, A., Fernández, M.M., González, A.J. y Ferreira, J.J. (2016). *Orientaciones para el cultivo de la faba.* Servicio Regional de Investigación y Desarrollo Alimentario. Gobierno del Principado de Asturias. Oviedo (España) Disponible en:

<http://www.serida.org/pdfs/6717.pdf>

Melgarejo, P.; García-Jiménez, J.; Jordá, M.C.; López, M.M. Andrés, M.F. y Durán-Vila, N. (Coords.). (2010). *Patógenos de plantas descritos en España.* 2ª. Ed. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/publicaciones/patogenos%20final_tcm30-57872.pdf

Schwartz, H.F. (2005). Powdery mildew. En: *Compendium of bean diseases.* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).

Trabanco, N.; Pérez-Vega, E.; Campa, A. y Ferreira, J.J. (2013). *El oído en el cultivo de faba granja asturiana.* Tecnología Agroalimentaria. Boletín informativo del SERIDA, 12: 19-22. Disponible en:

<http://www.serida.org/pdfs/5569.pdf>



Pythium spp. (PITIOSIS)



1. Amarramiento del ápice de la raíz y escasa ramificación secundaria en lenteja



2. Necrosis radicular en judía



3. Planta joven de judía mostrando síntomas de infección



4. Hinchamientos hifales (bajo microscopio óptico)



5. Oosporas en haces vasculares (microscopio)

Fotografías: Mary Burrows, Montana State University, Bugwood.org (1), M. Piedad Campelo, Universidad de León (2, 4 y 5), Howard F. Schwartz, Colorado State University, Bugwood.org (3)

Descripción

Varias especies de *Pythium* atacan las raíces de las plantas y causan daños en las plantaciones cuando las condiciones son adecuadas: *Pythium ultimum* se describe como agente causal de daños durante la germinación de plantas de judía y de garbanzo; *P. aphanidermatum* tiene un amplio rango de hospedadores, pero en leguminosas es especialmente patogénico en plántulas de judía; *P. irregulare*, *P. myriothilum* y *P. solare* también están citados como patógenos de judía en España.

Pythium crece y coloniza las plantas produciendo hifas que extraen nutrientes de la planta hospedadora. Las hifas producen oosporas, que sirven como estructuras hibernantes. Cuando las condiciones son favorables las oosporas germinan y pueden producir esporangios que contengan zoosporas, las cuales son móviles en medio acuoso. Cuando estas zoosporas alcanzan la superficie de la raíz de la planta forman quistes que luego germinan, infectan e invaden los tejidos de la planta. Conforme las hifas crecen liberan enzimas que destruyen el tejido de la raíz y absorben sus nutrientes como fuente de alimento.

Las especies del género *Pythium* sobreviven, principalmente como oosporas, en el suelo (tierra, arena), donde pueden permanecer muchos años; también se pueden encontrar en agua corriente o estancada, o en vegetación en descomposición.

Síntomas y daños

Los ataques de *Pythium* spp. a semillas o plántulas antes de la emergencia se perciben como un fallo total de emergencia o por una proporción de marras de plántulas que puede implicar la

necesidad de resembrar. En postemergencia se produce inicialmente la flacidez de la parte aérea y posteriormente el colapso de las plántulas recién emergidas por ataque a la altura del cuello. Las plántulas infectadas suelen presentar lesiones húmedas e hidrópicas.

Las marras de nascencia pueden verse agravadas por los ataques de mosca de los sembrados (*Delia platura*), que efectúa sus puestas en los surcos recién labrados que se vuelven a sembrar. La severidad de la enfermedad también puede incrementarse por las interacciones sinérgicas de *Pythium* spp. con otros hongos como *Fusarium solani*, *Rhizoctonia solani* y *Thielaviopsis basicola*. A este conjunto de especies patógenas suele conocerseles en judía con el nombre de "complejo parasitario del mal de pie" y producen marras de nascencia o caída de plántulas ("damping off").

En plantas adultas se observa un retraso en el crecimiento, acompañado posteriormente de una marchitez progresiva, con enrollamiento de hojas hacia el haz, defoliación y muerte rápida de la planta. Puede causar necrosis, pardeamiento generalizado y destrucción de la corteza en las raíces (que puede desprenderse exponiendo los tejidos vasculares internos), daños ligados al retraso en el crecimiento y a la disminución de la producción.

Periodo crítico para el cultivo

Germinación de la semilla y nascencia de la planta.

En el caso del guisante, las semillas sólo son sensibles durante las 48 a 72 horas que preceden al comienzo de la germinación.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

La caída de plántulas se produce de forma más rápida en condiciones de alta humedad. En cuanto al rango térmico *P. ultimum* prefiere condiciones frescas, entre 10-15 °C, por tanto, los ataques aparecen en primavera y otoño. *P. aphanidermathum* prefiere temperaturas superiores a los 25 °C.

Las siembras precoces de judía en suelos fríos, cuyas temperaturas oscilan entre 10-12 °C, o muy húmedos y con temperaturas en torno a 15 °C, conllevan una germinación más lenta (15-20 días en vez de los 7 días que tarda en nacer la planta a temperatura en torno a 20 °C) e importantes marras de nascencia.

Los guisantes germinan de forma más vigorosa que la judía bajo temperaturas próximas a 10 °C, por lo que se reducen los ataques de *Pythium* spp. Las habas padecen también menos los ataques de estos hongos durante el proceso de germinación.

El hecho de que las zoosporas necesitan agua para dispersarse implica un mayor riesgo de ataque en suelos inundados o con sistemas de riego que favorecen los encharcamientos. *P. ultimum* infecta a las raíces en suelos húmedos, aún en ausencia de agua libre.

La germinación de las zoosporas, además de ser estimulada por condiciones de humedad, también lo es por la presencia de materia orgánica como los abonados en verde. Las especies de *Pythium* son buenos oportunistas que colonizan la materia orgánica fresca alcanzando altos niveles de inóculo en 24-48 horas, si bien son malos competidores con otros hongos o bacterias.

Medidas de prevención y/o culturales

- Las labores de cultivo que favorecen el desarrollo de nuevas raíces, como el aporcado, pueden ayudar a reducir las pérdidas productivas de plantas afectadas; mientras que aquellas que supongan daños al sistema radicular y la apertura de vías de entrada al patógeno deben ser minimizadas.

- Mantener el suelo con un grado de humedad apropiado mediante riegos frecuentes y no demasiado copiosos para que no se produzca encharcamiento y evitar el exceso de abonado nitrogenado durante el cultivo, se consideran aspectos importantes para reducir los daños de la enfermedad en parcelas infectadas.
- En los cultivos en invernadero debe procurarse una buena iluminación para evitar el etiolado, que predispone a la caída de plántulas. Ha de tenerse en cuenta que la expansión de la enfermedad puede ser muy rápida en cultivo hidropónico.
- Rotar los cultivos introduciendo especies de gramíneas reduce el nivel de inóculo. En parcelas con antecedentes de la enfermedad se recomienda no cultivar judía durante, al menos, 4 años.
- Si se realizan aportes de materia orgánica ésta debe estar bien compostada, ser de calidad desde el punto de vista sanitario y aplicarse con bastante anticipación.
- Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno), tratada con un fungicida o desinfectada.
- Para una misma variedad, el estado fisiológico de las semillas influye en la sensibilidad a *Pythium* spp., siendo menor en el caso de las semillas más recientes, recolectadas en buenas condiciones y de maduración completa.
- Retrasar la siembra en judía para realizarla a temperatura superior al óptimo de *Pythium* sp.
- Retrasar la siembra tras un abonado en verde.
- Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado.

Umbral/Momento de intervención

No se ha definido un umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables.

En cultivos en sustrato o hidropónicos, o en parcelas con antecedentes de esta enfermedad, se podrán realizar tratamientos preventivos a criterio del técnico responsable, evaluando las condiciones edafoclimáticas y fenológicas del 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

El uso de antagonistas fúngicos, como *Trichoderma* spp. o *Gliocladium virens*, y bacterianos, como *Pseudomonas fluorescens*, se han descrito para el control preventivo de *Pythium* spp. El encharcamiento o la sobrefertilización disminuyen la efectividad de estos organismos de control biológico.

Medios biotecnológicos

Existen diferencias varietales de sensibilidad a *Pythium* spp. por lo que deben seleccionarse aquellas variedades en las que estos hongos causen menores daños.

Medios físicos

Solarización.

Algunos autores describen la posibilidad de control de *Pythium* spp. en suelo infectado mediante la esterilización con vapor (60 °C durante 30 minutos), si bien otros desaconsejan el empleo de estos sustratos esterilizados ya que son particularmente susceptibles a la colonización de hongos de suelo oportunistas.

Medios químicos

Se han descrito diferentes materias activas frente a *Pythium* spp. para el tratamiento de semillas de leguminosas.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Beckerman, J. (2011). *Disease management strategies Pythium root rot of herbaceous plants*. BP-181-W. Purdue University. Disponible en:

<https://www.extension.purdue.edu/extmedia/BP/BP-181-W.pdf>

Bouhot, D. y Smith, I.M. (1992). *Pythium* spp. En: *Manual de enfermedades de las plantas* (Smith, I.M.; Dunez, J.; Phillips, D.H; Lelliot, R.A. y Archer, S.A.). Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Consejería de Agricultura y Pesca de la Junta de Andalucía. 2014. *Protocolo de campo para el seguimiento del cultivo de judía verde*. Red de alerta e información fitosanitaria. Disponible en:

<https://www.juntadeandalucia.es/export/cdn-micrositios/documents/71753/92810/Judia+verde/15b40d7d-ba08-476f-a465-6222ca3ff651>

Koike, S.T. y Wilen, C.A. (2009). *UC IPM Pest Management Guidelines: Floriculture and Ornamental Nurseries*. University of California. Disponible en:

<http://www.ipm.ucdavis.edu/PMG/r280100211.html>

Melgarejo, P.; García-Jiménez, J.; Jordá, M.C.; López, M.M. Andrés, M.F. y Durán-Vila, N. (Coords.). (2010). *Patógenos de plantas descritos en España*. 2ª. Ed. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/publicaciones/patogenos%20final_tcm30-57872.pdf

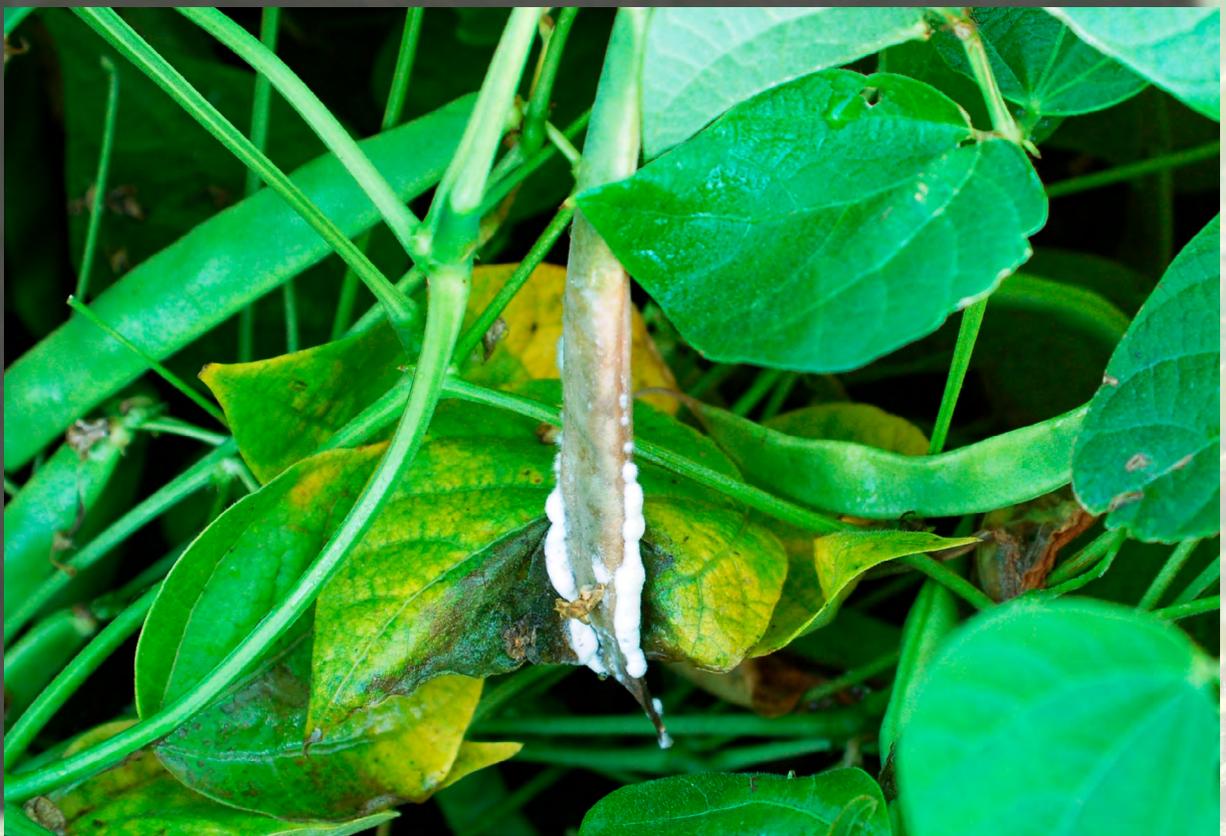
Messiaen, C.M.; Blancard, D.; Rouxel, F. y Lafon, R. (1995). *Enfermedades de las hortalizas*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Pfender, W.F. y Hagedorn, D.J. (2005). *Pythium* diseases. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).

Santiago, R. (2008). Ficha 67: *Pythium aphanidermatum* (Edson) Fitzp. (Caída de plántulas y necrosis radicular) en varios cultivos. En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_067.pdf





Sclerotinia sclerotiorum (Lib.) de Bary (PODREDUMBRE BLANCA O MAL DEL ESCLEROCIO)



1. Aspecto de la podredumbre en la zona próxima al suelo en planta de judía



2. Podredumbre y micelio en vainas de judía



3. Micelio y esclerocio en semilla de judía



4. Micelio en planta de soja



5. Micelio y esclerocios el interior de vaina de soja



6. Crecimiento en medio agar de patata glucosado (ADP)

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León (1), M. Piedad Campelo, Universidad de León (2, 3 y 6), Daren Mueller, Iowa State University, Bugwood.org (4 y 5)

Descripción

Sclerotinia sclerotiorum es uno de los patógenos con una gama de hospedadores más amplia (compuestas, cucurbitáceas, crucíferas, leguminosas, solanáceas, umbelíferas), si bien en raras ocasiones ataca a plantas leñosas y gramíneas.

Los esclerocios constituyen el principal medio de supervivencia de este hongo, pudiendo permanecer viables hasta 6 y 8 años. Los esclerocios son masas compactas de micelio, de color negruzco y visibles a simple vista (hasta 1 cm de diámetro) que se forman sobre la superficie o en el interior de los tejidos infectados.

Pueden germinar de forma asexual bajo condiciones de elevada humedad y temperaturas moderadas, produciendo un micelio de aspecto algodonoso que penetra en las plantas generalmente a la altura del suelo. El hongo se desarrolla infectando las plantas y produciendo de nuevo esclerocios que caerán fácilmente al suelo.

También pueden germinar de forma sexual desarrollando unas estructuras llamadas apotecios, que albergan en su interior las ascosporas; estas se dispersan fácilmente con el viento y pueden depositarse en distintos órganos de la planta. A partir de aquí, el hongo crece y desarrolla el micelio blanco sobre el que se forman los esclerocios que caen al suelo y vuelven a iniciar el ciclo de vida.

En la mayoría de las regiones las limitaciones ambientales para la formación de apotecios reduce a *S. sclerotiorum* a un ciclo anual de infección.

Síntomas y daños

Causa una podredumbre blanda progresiva de los tejidos no lignificados de la planta. Suele causar daños graves en tallos de las plantas, cerca del nivel del cuello. Inicialmente se observa un marchitamiento que evoluciona rápidamente a un colapso total y al encamado de la planta.

Las lesiones externas son blandas, normalmente de color claro, sobre las que crece, en condiciones de humedad, un moho blanco de aspecto algodonoso. A medida que avanza la enfermedad, se forman en las cavidades medulares de los tallos y de los peciolos esclerocios prominentes negros. También afecta a las hojas si las condiciones para su desarrollo son muy favorables.

Los daños de la enfermedad pueden agravarse durante el periodo de postcosecha (conservación y/o expedición), especialmente en el caso de vainas tiernas de judía recogidas con humedad, eventualmente manchadas de tierra, apareciendo frutos podridos en las cajas o plásticos que las contienen.

Periodo crítico para el cultivo

La podredumbre blanca es una enfermedad de condiciones frescas y húmedas, considerándose *S. sclerotiorum* como un patógeno de invierno y primavera en climas mediterráneos. El momento óptimo para que comience la enfermedad es en el que se produce la caída de pétalos y el estadio más crítico es al principio del proceso de engrosamiento de las vainas.

En cultivos en invernadero los meses más críticos son entre diciembre y marzo, ya que las condiciones ambientales en el interior son más propicias para el desarrollo de la enfermedad.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Las mayores tasas de supervivencia de los esclerocios se registran en suelos secos, arenosos y poco profundos (5-10 cm). Pueden ser distribuidos por las operaciones culturales o durante la recolección, y la germinación asexual se produce en una amplia gama de condiciones. La presencia de plantas susceptibles puede dar lugar a infecciones devastadoras.

La germinación sexual requiere que haya un periodo de helada que rompa la dormición y a continuación mayor temperatura y alta humedad, por lo que, en zonas templadas, los apotecios maduran mayoritariamente durante la primavera. Al depositarse las ascosporas sobre hospedadores potenciales necesitan de 16 a 24 horas de agua, elevada humedad relativa (superior al 80 %) y temperaturas entre 0 y 30 °C (óptimo 15-20 °C) para germinar.

En cultivos de judía y colza, los pétalos senescentes constituyen un punto importante de entrada y la coincidencia de la floración con la liberación de las ascosporas tiene importancia epidemiológica.

Los cultivos de judía sembrados de forma muy densa y excesivamente fertilizados poseen un desarrollo foliar que, en climas húmedos o con tormentas en verano, pueden conllevar un incremento de la frecuencia y de la gravedad de los ataques del hongo.

Medidas de prevención y/o culturales

- La rotación de los cultivos tiene un valor limitado por la polifagia de *S. sclerotiorum*. En parcelas con antecedentes de la enfermedad se aconseja la introducción en la rotación de especies de gramíneas y otros cultivos no susceptibles durante 2-4 años.
- En parcelas afectadas no deben realizarse labores profundas en los dos años sucesivos para evitar volver a exponer los esclerocios viables enterrados.
- Evitar el exceso de fertilización.
- Eliminar la posible flora arvense que puede actuar como reservorio de inóculo.
- Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno), tratada con un fungicida o desinfectada.
- Establecer un marco de siembra que permita mejorar la aireación y orientar las calles a los vientos predominantes en la zona para evitar la acumulación de humedad sobre el cultivo.

- Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado.
- Manejar adecuadamente la ventilación en el caso de cultivos protegidos.
- Para minimizar los daños de podredumbre blanca en postcosecha se comercializará el producto con la mayor celeridad posible; se evitará su apilamiento excesivamente compacto en cajas o se emplearán sacos o redes de plástico muy perforados. El correcto manejo de temperatura y de humedad en los almacenes reducen las pérdidas.

Con presencia de la enfermedad:

- Controlar las plantas adventicias, emplear el riego localizado para mantener la superficie del suelo seca, y evitar el exceso de abonado nitrogenado durante el cultivo se consideran aspectos importantes para reducir los daños de esta micosis en parcelas infectadas.
- Deben evitarse labores culturales que puedan producir heridas en las plantas y favorecer el ataque del hongo.
- Al final del cultivo deben eliminarse y destruirse los restos de cosecha; no enterrarlos.

Umbral/Momento de intervención

No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables.

En parcelas con antecedentes de esta enfermedad se podrán realizar tratamientos preventivos a criterio del técnico responsable, evaluando las condiciones edafoclimáticas y fenológicas del 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

Uso de antagonistas microbianos, como *Trichoderma* spp. o *Gliocladium* spp., que colonizan esclerocios.

Medios biotecnológicos

Empleo de cultivares resistentes o tolerantes.

Medios químicos

Se han descrito diferentes materias activas que ayudan a controlar *S. sclerotiorum*.

Teniendo en cuenta el periodo crítico para el cultivo, se considera que el primer tratamiento fungicida destinado a prevenir los ataques debe aplicarse a principios de la etapa de floración, repitiendo esta operación en función de las condiciones climáticas y la sintomatología observada.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Archer, S.A. (1992). *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary. En: *Manual de enfermedades de las plantas* (Smith, I.M.; Dunez, J.; Phillips, D.H; Lelliot, R.A. y Archer, S.A.). Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Campa A.; Pascual A.; Ferreira, J. J.; (2009). *El moho blanco: una enfermedad común en el cultivo de Faba Granja Asturiana*. SERIDA. Área de Cultivos Hortofrutícolas y Forestales. Programa de Genética Vegetal. Disponible en:

<http://www.serida.org/publicacionesdetalle.php?id=3814>

Consejería de Agricultura y Pesca de la Junta de Andalucía. (2014). *Protocolo de campo para el seguimiento del cultivo de judía verde*. Red de alerta e información fitosanitaria. Disponible en:

<https://www.juntadeandalucia.es/export/cdn-micrositios/documents/71753/92810/Judia+verde/15b40d7d-ba08-476f-a465-6222ca3ff651>

Hall, R. y Steadman, J.R. 2005. White mold. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).

Laemmlen, F. 2001. *Sclerotinia diseases*. Publication 8042. Agriculture and Natural Resources. University of California. Disponible en:

<http://anrcatalog.ucanr.edu/pdf/8042.pdf>

Landeras, E. y González, A. 2004. Ficha 262: *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary. (Podredumbre blanca) en hortalizas. En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_262.pdf

Landeras, E.; Menéndez, F. y Braña, M. (2004). *Podredumbre blanca de la faba*. Ficha Técnica Sanidad Vegetal 9/2004. Gobierno del Principado de Asturias. Disponible en:

http://www.asturias.es/Asturias/descargas/PDF_TEMAS/Agricultura/sanidad%20vegetal/fichas_y_boletines/ficha_9_2004.pdf

Melgarejo, P.; García-Jiménez, J.; Jordá, M.C.; López, M.M. Andrés, M.F. y Durán-Vila, N. (Coords.). (2010). *Patógenos de plantas descritos en España*. 2ª. Ed. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/publicaciones/patogenos%20final_tcm30-57872.pdf

Messiaen, C.M.; Blancard, D.; Rouxel, F. y Lafon, R. (1995). *Enfermedades de las hortalizas*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).





***Mycosphaerella rabiei* Kovachevskii [anamorfo: *Ascochyta rabiei* (Pass.) Labrousse] (RABIA DEL GARBANZO), *Ascochyta pisi* Lib. (RABIA DEL GUISANTE), *Didymella fabae* Jellis & Punith [anamorfo: *Ascochyta fabae* Speg] (RABIA DEL HABA), *Didymella lentis* Kaiser, Wang & Rogers [anamorfo: *Ascochyta lentis* Vassilievsky] (RABIA DE LA LENTEJA)**



1. Síntomas de *M. rabiei* en planta de garbanzo



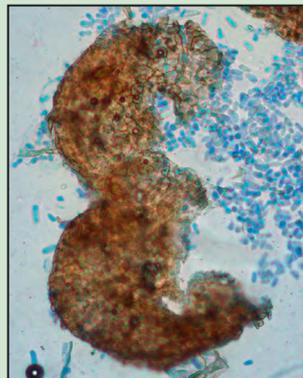
2. Lesiones circulares en hojas de garbanzo infectadas por *M. rabiei*



3. Detalle de lesión en hoja de garbanzo y formación de picnidios de *M. rabiei*



4. Lesiones en tallos de garbanzo infectados por *M. rabiei*



5. Observación de picnidios y picnidiosporas de *A. rabiei* bajo microscopio óptico



6. Detalle de lesión de *A. fabae* en hoja de haba



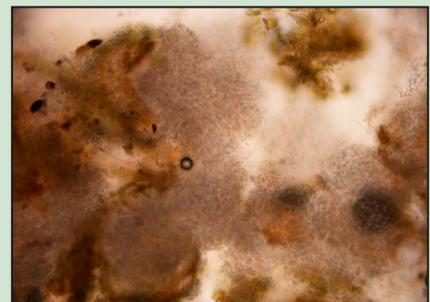
7. Lesiones alargadas en tallos de haba infectados por *A. fabae*



8. Lesiones circulares en hojas de haba infectadas por *A. fabae*



9. Síntomas de *A. fabae* en plantas de haba



10. Observación de picnidios y picnidiosporas de *A. lentis* bajo microscopio óptico

Fotografías: M. Piedad Campelo, Universidad de León (1 a 9); Mary Burrows, Montana State University, Bugwood.org (10)

Descripción

Rabia del garbanzo. Conocido desde antiguo en casi todas las regiones de España, se le ha dado diferentes nombres: seca, quema, picado, aguaysol, acentellado, tostado, socarrina...

El hongo causante de la enfermedad tiene una fase perfecta (*Mycosphaerella rabiei*) y una imperfecta (*Ascochyta rabiei*). La fase perfecta (sexual, teleomorfo) se desarrolla en restos de cosechas enfermas. Está constituida por unos pseudotecios globosos, de color pardo oscuro, dentro de los cuales se encuentran las ascas cilíndricas con las ascosporas. La fase imperfecta

(asexual, anamorfo) la forman picnidios de color marrón oscuro, más o menos esféricos, que aparecen en las manchas de órganos afectados por la enfermedad (al principio inmersos en el tejido y luego emergentes sobre la superficie) y que tienen en su interior picnidiosporas.

La infección puede iniciarse a través de conidios o de ascosporas. Los conidios son producidos por picnidios en las semillas infectadas, hojas o vainas y son dispersados a corta distancia, por salpicaduras de lluvia. Por el contrario, las ascosporas dispersadas por el viento se producen a partir de pseudotecios en restos de garbanzos senescentes. El inóculo transmitido por semilla es el principal medio por el que el patógeno se introduce en nuevas áreas de cultivo.

Rabia del guisante (también denominada antracnosis del guisante). *Ascochyta pisi* ataca principalmente al guisante, pero también afecta a los géneros *Lathyrus* y *Vicia*.

Forma picnidios más claros que en otras especies de *Ascochyta*. No forma nunca peritecios (no se conoce su teleomorfo), y muy raramente produce clamidosporas.

Rabia del haba. El hongo causante de la enfermedad tiene una fase perfecta (*Didymella fabae*) y una imperfecta (*Ascochyta fabae*).

La fase perfecta (sexual, teleomorfo) forma cuerpos fructíferos sexuales de color oscuro, individuales o a veces en grupos, que se producen en restos de tallos, sumergidos o parcialmente erumpentes. Las ascas contienen 8 ascosporas hialinas. La fase imperfecta (asexual, anamorfo) forma picnidios.

Rabia de la lenteja. El hongo causante de la enfermedad tiene una fase perfecta (*Didymella lentis*) y una imperfecta (*Ascochyta lentis*).

La fase perfecta (sexual, teleomorfo) forma cuerpos fructíferos sexuales (ascas que contienen ascosporas) en hojas o vainas, solitarios o agrupados. La fase imperfecta (asexual, anamorfo) forma picnidios de forma esférica y color pardo que contienen en su interior picnidiosporas.

En todas las especies descritas el inóculo primario puede estar en las semillas infectadas, de las que surgen plantas enfermas que contagian a otras y que producen a su vez nuevas semillas infectadas. Estos hongos persisten en los restos vegetales, principalmente en forma de picnidios.

Síntomas y daños

Rabia del garbanzo. *M. rabiei* ataca a todas las partes de la planta, causando lesiones circulares en hojas y vainas, y alargadas en peciolo y tallos. Las fructificaciones del hongo (picnidios) se forman en las áreas concéntricas de las lesiones. Las lesiones de las hojas y las vainas tienen un tono amarillo ocráceo y están circundadas por un borde más oscuro. En el caso de las manchas en los tallos, a medida que avanza la infección, las manchas concéntricas, que alternan anillos de colores marrones claro y oscuro, pueden interrumpir la circulación de la savia y predisponer a la planta a una posible rotura ante el viento o la lluvia. En ataques graves puede morir la planta.

Rabia del guisante. *A. pisi* produce manchas circulares más o menos irregulares en hojas y en vainas, con un borde oscuro y centro marrón pálido. Cuando el ataque es temprano (infección primaria por semilla) puede causar caída de plántulas en pre o postemergencia y enanismo. En vainas las lesiones suelen ser deprimidas y contener picnidios visibles en su centro. Puede causar aborto de semillas o daños en éstas. Nunca causa daños en cuello o raíces y raramente en tallos, pero en este caso, las manchas son más alargadas.

Rabia del haba. *D. fabae* causa lesiones en hojas, tallos y vainas. Los primeros síntomas se observan en las hojas primarias de las plantas nacidas de semillas infectadas; las lesiones son alargadas, de hasta 10 mm de largo con márgenes marrones y centros grisáceos. Las manchas en hojas se desarrollan primero en los extremos y márgenes, extendiéndose gradualmente hacia las venas principales de folíolos y peciolo. En los tallos se desarrollan lesiones alargadas que los

debilitan y puede causar encamado. En las vainas también pueden aparecer lesiones similares, aunque generalmente hundidas y más oscuras. En el centro de las lesiones descritas para los distintos órganos aparecen pequeños puntos oscuros (picnidios) dispuestos a veces en círculos concéntricos. Las semillas infectadas aparecen cubiertas de manchas circulares de color marrón oscuro, siendo el principal punto de infección la testa.

Rabia de la lenteja. *D. lentis* produce lesiones en hojas, tallos y vainas. Las lesiones en hojas y vainas son de color claro. En el tallo se producen lesiones de color pardo claro que pueden llegar a estrangularlo y secarlo. Las semillas afectadas muestran decoloraciones y manchas pardo oscuras.

Periodo crítico para el cultivo

Los síntomas de *M. rabiei* pueden aparecer a lo largo del desarrollo de la planta, si bien la detección de los primeros síntomas de infección suele ser durante la nascencia, generalmente en plantas aisladas. La aplicación de medidas de control en ese momento puede limitar el nivel de daños en el cultivo.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

El desarrollo de *M. rabiei* se ve favorecido con temperaturas en torno a 15-20 °C y con humedad relativa superior al 75 % durante más de 12 horas. Los ataques parecen ser más graves en parcelas con suelos calizos y mal nivelados, en los que puede acumularse el agua.

D. fabae puede permanecer viable en semilla hasta 3 años y en restos vegetales infectados hasta 4-5 meses.

La dispersión de las enfermedades denominadas “rabia” en las leguminosas se ve favorecida por la lluvia. Además, los periodos de lluvias que salpiquen toda la planta durante las etapas de formación y crecimiento de las vainas, incrementan los daños por la infección de las semillas en formación.

Medidas de prevención y/o culturales

- Rotación de cultivos. En parcelas con antecedentes de la enfermedad se aconseja la introducción de cultivos no susceptibles en la rotación, durante 3 años.
- Evitar el cultivo de garbanzo en parcelas separadas menos de 500 m de otra con problemas por este hongo en la campaña precedente.
- Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno), tratada con un fungicida o desinfectada.
- Producción de semilla de siembra en áreas secas. Utilizar riegos a pie si es necesario regar y realizar siempre inspecciones del cultivo.
- Evitar emplear sistemas de siembra directa en el garbanzo.
- Si es posible, retrasar la fecha de siembra en las variedades especialmente sensibles o aumentar la profundidad de siembra.
- Establecer un marco de siembra que permita mejorar la aireación y evitar la acumulación de humedad sobre el cultivo.
- Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado.
- Evitar el laboreo con cultivador con plantas mojadas para no favorecer la dispersión de la enfermedad.
- Retirar cuidadosamente las plantas afectadas y destruirlas. Eliminar y destruir los restos de cosecha.

Umbral/Momento de intervención

Se considera importante realizar tratamientos fungicidas destinados a prevenir los ataques de *M. rabiei* antes de la emisión de las yemas florales y al inicio de la formación de las vainas, en función de las condiciones climáticas y la sintomatología observada.

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 biotecnológicos

Utilizar cultivares resistentes o tolerantes a estas micosis.

Medios químicos

Se han descrito diferentes materias activas que ayudan a controlar *M. rabiei*, *D. fabae* y *D. lentis*.

La aplicación fungicidas cuando las vainas ya están formadas pueden provocar un retraso en la maduración de los frutos y el secado de las semillas, por lo que no suelen ser recomendables.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Collar, J. (2002). Ficha 171: *Ascochyta pisi* Lib. (Antracnosis) en guisante (*Pisum sativum* L.). En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_171.pdf

Del Moral, J. y Mejías, A. (1998). *Sanidad del cultivo del garbanzo*. Hojas divulgadoras Núm. 12/95 HD. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en:

http://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd_1995_12.pdf

Dixon, G. R. (1992). *Ascochyta fabae* Speg. En: *Manual de enfermedades de las plantas* (Smith, I.M.; Dunez, J.; Phillips, D.H; Lelliot, R.A. y Archer, S.A.). Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Dixon, G.R. 1992. *Ascochyta pisi* Lib. En: *Manual de enfermedades de las plantas* (Smith, I.M.; Dunez, J.; Phillips, D.H; Lelliot, R.A. y Archer, S.A.). Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

García, P y Páez, J.I. (2008). Ficha 22: *Ascochyta fabae* Speg. (Rabia) en habas y lentejas (*Vicia faba* L. y *Lens culinaris* Medik). En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_022.pdf

Melgarejo, P.; García-Jiménez, J.; Jordá, M.C.; López, M.M. Andrés, M.F. y Durán-Vila, N. (Coords.). (2010). *Patógenos de plantas descritos en España*. 2ª. Ed. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/publicaciones/patogenos%20final_tcm30-57872.pdf

Merino, R. (2008). Ficha 132: *Mycosphaerella rabiei* Kovachevskii. (Rabia del garbanzo) en garbanzo (*Cicer arietinum* L.). En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_132.pdf





Thanatephorus cucumeris (Frank) Donk [anamorfo: *Rhizoctonia solani* Kühn (RIZOCTONIOSIS)]



1. Lesiones o chancros en el hipocotilo de plantas de judía



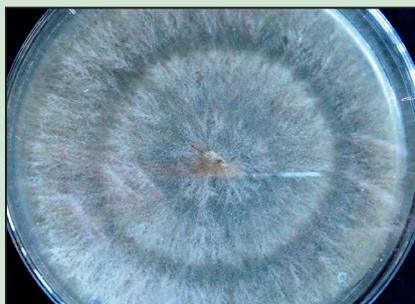
2. Detalle de chancros en el hipocotilo



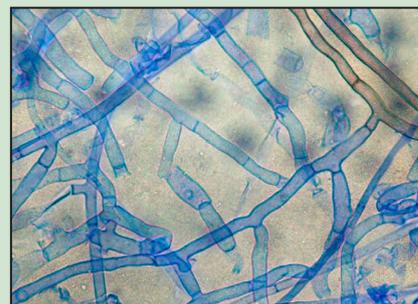
3. Síntomas en vainas de judías



4. Crecimiento en semilla de judía



5. Crecimiento en medio agar de patata glucosado (ADP)



6. Observación de hifas bajo microscopio óptico

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León (1), M. Piedad Campelo, Universidad de León (2 y 4 a 6), Howard F. Schwartz, Colorado State University, Bugwood.org (3)

Descripción

El hongo causante de la rizoctoniosis tiene una fase perfecta, *Thanatephorus cucumeris*, y una imperfecta, *Rhizoctonia solani*. Ataca a una amplia gama de cultivos, entre ellos, judía, remolacha, coles, colza, patata y tomate, así como muchas ornamentales herbáceas.

R. solani puede sobrevivir durante muchos años en el suelo y en los tejidos vegetales produciendo esclerocios (órganos de resistencia) de forma irregular y de color marrón a negro. También sobrevive de forma saprófita como micelio al colonizar la materia orgánica como resultado de su actividad patogénica. Los esclerocios y el micelio presente en el suelo o en los tejidos de las plantas, germinan para producir las hifas, estructuras vegetativas del hongo que pueden atacar una amplia gama de cultivos.

Con condiciones ambientales favorables, las hifas son atraídas a la planta por los estimulantes químicos liberados por las células vegetales en crecimiento activo o por los residuos vegetales en descomposición. Las hifas fúngicas entran en contacto con la planta y se adhieren a su superficie externa.

A medida que el proceso infectivo mata a las células de la planta, la hifa continúa creciendo y colonizando el tejido muerto, formando de nuevo esclerocios, de forma que el ciclo se repetirá cuando haya nuevos sustratos disponibles.

El hongo se transmite por semilla, agua de lluvia o de riego, herramientas, aperos y material infectado.

Síntomas y daños

R. solani es un hongo muy polífago que en leguminosas es capaz de producir la muerte de las semillas antes o durante la germinación.

En las primeras fases de desarrollo causa la “caída de la plántula”, produciendo lesiones marrón-rojizas, podredumbre de tejidos y el colapso del tallo.

En plantas adultas causa lesiones deprimidas y agrietadas en la zona basal del tallo y el anillado de este, así como lesiones pardas en la parte aérea más próxima al suelo. La dificultad para la absorción de nutrientes se manifiesta en la parte aérea inicialmente por flacidez y finalmente por desecación y necrosis. En los ataques aéreos, debidos a salpicaduras de tierra contaminada, se producen también chancros marrones rojizos en hojas y frutos.

Periodo crítico para el cultivo

Germinación de la semilla y nascencia de la planta. La gravedad de los daños está relacionada con la velocidad de nascencia, ya que los tallos se hacen más resistentes a la infección una vez que han emergido. Los hipocotilos de judía de más de 28 días de edad se muestran resistentes.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Los esclerocios y el micelio de *R. solani* sobreviven en el suelo (mayoritariamente en los 15-20 cm superiores), incluso en ausencia de cultivo. Las plantas adventicias también pueden estar infectadas.

Ataca a la judía cuando la temperatura es superior a 15 °C y suele detectarse cuando el suelo permanece húmedo durante la quincena posterior a la siembra. A temperaturas superiores a los 21 °C la incidencia de chancros en las plantas se reduce porque se acorta el tiempo de emergencia de las plantas, y por debajo de 9 °C las lesiones también son menores, debido a las dificultades que tiene el propio patógeno para desarrollarse en esas condiciones.

Aunque este hongo se comporta de forma más agresiva sobre guisante y haba que sobre judía, en cultivos extensivos los daños causados pierden importancia porque las siembras se realizan a temperaturas más bajas que la del óptimo térmico del patógeno.

Medidas de prevención y/o culturales

- Rotar los cultivos introduciendo especies de gramíneas reduce el nivel de inóculo. En parcelas con antecedentes de la enfermedad se recomienda no cultivar judía durante, al menos, 4 años y no sembrar especies de leguminosas después de alfalfa o de remolacha.
- Si se realizan aportes de materia orgánica ésta debe estar bien compostada, ser de calidad desde el punto de vista sanitario y aplicarse con bastante anticipación.
- Efectuar las labores preparatorias sobre un suelo regado previamente con un adecuado nivel de tempero que asegure unas condiciones óptimas de nascencia y un rápido enraizamiento. En parcelas contaminadas se aconseja aumentar la profundidad de las labores (más de 20 cm).
- Reducir el tiempo entre la siembra y la emergencia minimizando la profundidad de siembra (no más profundo de 3 cm) y procurando un lecho de cultivo óptimo (bien drenado y sin apelmazamientos ni costra superficial).
- Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno), tratada con un fungicida o desinfectada.
- Establecer un marco de siembra que permita mejorar la aireación y evitar la acumulación de humedad sobre el cultivo.
- Realizar un correcto manejo del riego, evitando los encharcamientos y el riego por aspersión tras la siembra.

Umbral/Momento de intervención

No se ha definido un umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables.

En cultivos en sustrato o hidropónicos y en parcelas con antecedentes de esta enfermedad se podrán realizar tratamientos preventivos a criterio del técnico responsable, evaluando las condiciones edafoclimáticas y fenológicas del 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

Biofumigación.

Medios físicos

Solarización.

Medios químicos

Se han descrito diferentes materias activas que ayudan a controlar *R. solani*.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Araya, C.M. (2008). *Guía de identificación y manejo integrado de enfermedades del frijol en América Central*. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. Disponible en:

<http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A4521e/A4521e.pdf>

Ceresini, P. (1999). *Rhizoctonia solani*. *Soilborne Plant Pathogens*. PP-728 North Carolina State University. Disponible en:

<https://www.cals.ncsu.edu/course/pp728/Rhizoctonia/Rhizoctonia.html>

Consejería de Agricultura y Pesca de la Junta de Andalucía. (2010). *Resolución de 10 de septiembre de 2010, de la Dirección General de la Producción Agrícola y Ganadera, por la que se actualizan las sustancias activas y organismos de control biológico incluidos en el control integrado del Reglamento Específico de Producción Integrada de cultivos hortícolas protegidos*. Boletín Oficial de la Junta de Andalucía, 184. Disponible en:

<http://www.juntadeandalucia.es/boja/2010/184/d24.pdf>

Consejería de Agricultura y Pesca de la Junta de Andalucía. (2014). *Protocolo de campo para el seguimiento del cultivo de judía verde*. Red de alerta e información fitosanitaria. Disponible en:

<https://www.juntadeandalucia.es/export/cdn-micrositios/documents/71753/92810/Judia+verde/15b40d7d-ba08-476f-a465-6222ca3ff651>

Hagedorn, D.J. (2005). *Rhizoctonia* root rot. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).

Melgarejo, P.; García-Jiménez, J.; Jordá, M.C.; López, M.M. Andrés, M.F. y Durán-Vila, N. (Coords.). (2010). *Patógenos de plantas descritos en España*. 2ª. Ed. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/publicaciones/patogenos%20final_tcm30-57872.pdf

Messiaen, C.M.; Blancard, D.; Rouxel, F. y Lafon, R. (1995). *Enfermedades de las hortalizas*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Rodríguez, J.M.; Rodríguez, R. y Olmos, D. (2004). Ficha 261: *Rhizoctonia solani* Kühn (Necrosis basal de plántulas). En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_261.pdf

Uchida, J. (2005). *Rhizoctonia solani*. *Crop Knowledge Master*. University of Hawaii. Disponible en:

http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/type/r_solani.htm





***Uromyces appendiculatus* (Pers.) Unger (ROYA DE LA JUDÍA), *U. ciceris-arietini* Jacz. (ROYA DEL GARBANZO), *U. viciae-fabae* (Pers.) Schröt. (ROYA DEL HABA)**



1. Síntomas de *U. appendiculatus* en plantas de judía



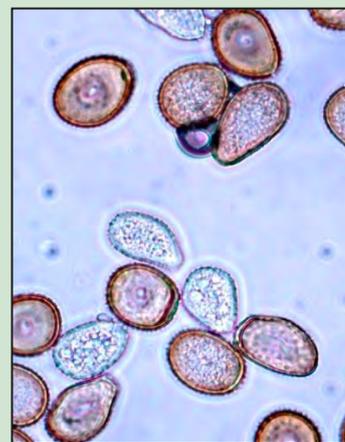
2. Detalle de pústulas de *U. appendiculatus* en hoja de judía



3. Detalle de pústula en hoja de judía



4. Síntomas de *U. appendiculatus* en vaina de judía



5. Uredosporas de *U. appendiculatus* bajo microscopio óptico



6. Hoja de haba infectada por *U. viciae-fabae*



7. Pústulas en hoja de haba infectada por *U. viciae-fabae*

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León (1, 2, 6 y 7), César Calderon, Pathology Collection, USDA APHIS PPQ, Bugwood.org (3 y 5), Howard F. Schwartz, Colorado State University, Bugwood.org (4)

Descripción

Uromyces appendiculatus, *U. ciceris-arietini* y *U. viciae-fabae* son tres especies de roya autoicas (se desarrollan sobre un solo grupo de plantas) y macrocíclicas (desarrollan un ciclo de vida completo con 5 etapas y 5 tipos de esporas).

U. appendiculatus afecta a judía, especie en la que se describe su transmisión por semilla y por material infectado, y a *Vigna spp.*; *U. ciceris-arietini* afecta a garbanzo y *U. viciae-fabae* a haba, guisante y lenteja, y a otras especies de los géneros *Lathyrus*, *Lens* y *Vicia*. El inóculo de estos hongos puede conservarse en restos de cultivo.

El ciclo de vida comienza cuando, en condiciones favorables, las basidiosporas caen sobre un hospedante adecuado y penetran a través de la cutícula de la planta, germinando y desarrollando un micelio. Este micelio pasará por una fase sexual formando eciosporas, que infectan al hospedante por los estomas. Tras la infección, se forman uredosporas que constituyen la fase repetitiva de las royas.

Al aproximarse la madurez de la planta hospedante se inicia la formación de teliosporas, que constituyen la fase de supervivencia. Las royas pueden sobrevivir la estación desfavorable en forma de teliosporas o en forma de micelio. En climas suaves las royas pueden perpetuarse repitiendo ciclos de uredosporas sobre los cultivos.

El principal medio de dispersión de la roya es el viento, aunque las esporas también pueden transportarse por pájaros e insectos, o como consecuencia de la actividad humana.

Síntomas y daños

Roya de la judía:

Los síntomas de *U. appendiculatus* aparecen en hojas y vainas, pero no en tallos ni ramas, de forma más frecuente en variedades de enrame con abundante follaje.

Al principio aparecen en el envés de las hojas pequeñas manchas blancas ligeramente elevadas (uredinios) y por fuera del punto primario de infección se desarrollan soros secundarios en anillos; a finales del cultivo, para la conservación invernal del hongo, las lesiones adquieren un color más oscuro y aparecen pústulas (telios). Las hojas atacadas presentan zonas amarillentas que confluyen, se secan y, si la infección es grave, puede conllevar defoliación y pérdida total de la cosecha. En raras ocasiones, en primavera y sobre hojas en cultivos protegidos, pueden formarse ecidios en el envés foliar, de color blanco y en grupos de 5 a 10.

Roya del garbanzo:

Comienza mostrando pústulas color canela redondas u ovals en las hojas. Infecciones graves causan defoliación y pérdidas importantes de cosecha.

Roya del haba:

Aunque este hongo está muy extendido geográficamente, normalmente causa pocos daños. En las hojas aparecen pequeñas manchas cloróticas circulares, de menos de 1 mm de diámetro; más tarde se desarrollan pústulas de color canela, circulares (1-3 mm de diámetro), que se disponen de modo aislado o en grupos. Estas pústulas pueden estar rodeadas de un halo de tejido clorótico, que contrasta con la coloración verde normal de las hojas o, por el contrario, el halo puede tener un color verde intenso, quedando el resto de la hoja clorótica. En los últimos estados de desarrollo de las plantas aparecen sobre las hojas y los tallos pústulas de color negro de forma circular o subrectangular (3-4 x 7-8 mm) que llegan a confluir unas con otras. Las plantas afectadas pueden sufrir una importante defoliación. Sobre pedúnculos y tallos las pústulas son alargadas, salientes y se rasgan longitudinalmente.

Periodo crítico para el cultivo

U. appendiculatus ataca especialmente al cultivo desde la tercera semana después de la siembra hasta el llenado de vainas, considerándose los periodos críticos de la enfermedad la prefloración y la floración, cuando las condiciones ambientales son favorables para su desarrollo.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

La humedad atmosférica elevada favorece la infección por roya en las leguminosas, mientras que estos patógenos registran una baja supervivencia en condiciones de sequía.

Para la germinación de las uredosporas de *U. appendiculatus* se requieren unas condiciones térmicas de entre 10 y 27 °C (óptimo térmico alrededor de 21 °C) y que la superficie de las plantas permanezca 6-8 horas mojada (por lluvias frecuentes o noches frescas con periodos prolongados de rocío). Esta especie tiene un índice de infección lento y una baja capacidad de supervivencia en ausencia de humedad, si bien se describe su conservación en restos de cosecha. Las infecciones secundarias por el patógeno están relacionadas no sólo con la concentración de inóculo, sino también con la actividad fotosintética y el nivel de nutrición mineral de las plantas.

Medidas de prevención y/o culturales

- Rotar los cultivos.
- Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno) y/o tratada con un fungicida.

Con presencia de la enfermedad:

- Evitar riegos tardíos que pueden incrementar la gravedad de las infecciones.
- Al final del cultivo, eliminar y destruir los restos de cosecha.

Umbral/Momento de intervención

No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables.

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 biotecnológicos

Utilizar cultivares resistentes o tolerantes a estas micosis.

Medios químicos

Se han descrito diferentes materias activas que ayudan a controlar *U. appendiculatus*, *U. ciceris-arietini* y *U. viciae-fabae*.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Araya, C.M. (2008). *Guía de identificación y manejo integrado de enfermedades del frijol en América Central*. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. Disponible en: <http://repiica.iica.int/docs/B0891E/B0891E.pdf>

Berra, D. y Mendia, E. (2004). Ficha 266: *Uromyces appendiculatus* (Pers.) Unger (Roya de la judía) en judía (*Phaseolus vulgaris* L.). En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en: http://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_266.pdf

Consejería de Agricultura y Pesca de la Junta de Andalucía. (2014). *Protocolo de campo para el seguimiento del cultivo de judía verde*. Red de alerta e información fitosanitaria. Disponible en: <https://www.juntadeandalucia.es/export/cdn-micrositios/documents/71753/92810/Judia+verde/15b40d7d-ba08-476f-a465-6222ca3ff651>

Llácer, G.; López, M. M.; Trapero, A.; Bello. A. (1996). *Patología vegetal*. Ed. Mundi-Prensa y Phytoma-España.

Melgarejo, P.; García-Jiménez, J.; Jordá, M.C.; López, M.M. Andrés, M.F. y Durán-Vila, N. (Coords.). (2010). *Patógenos de plantas descritos en España*. 2ª. Ed. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Madrid (España). Disponible en: https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/publicaciones/patogenos%20final_tcm30-57872.pdf

Messiaen, C.M.; Blancard, D.; Rouxel, F. y Lafon, R. (1995). *Enfermedades de las hortalizas*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Páez, J.I. y Vega, J.M. (2011). Ficha 387: *Uromyces viciae-fabae* (Pers.) Schoröt. (Roya de las habas) en habas (*Vicia faba* L.). En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en: http://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_387.pdf

Puerta, J. (1962). *Enfermedades y plagas de la judía*. Hojas Divulgadoras, 11-12. Ministerio de Agricultura. Madrid (España). Disponible en: http://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd_1962_11-12.pdf

Stavely, J.R. (2005). Rust. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).

Virányi, F. (1992). *Uromyces appendiculatus* (Pers.) Unger. En: *Manual de enfermedades de las plantas* (Smith, I.M.; Dunez, J.; Phillips, D.H; Lelliot, R.A. y Archer, S.A.). Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Virányi, F. (1992). *Uromyces fabae* (Grev.) de Bary ex Fuckel. En: *Manual de enfermedades de las plantas* (Smith, I.M.; Dunez, J.; Phillips, D.H; Lelliot, R.A. y Archer, S.A.). Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).





***Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* (Burkholder) Young et al. (GRASA DE LA JUDÍA) y *Pseudomonas syringae* pv. *psii* (Sackett) Young et al. (GRASA DEL GUISANTE)**



1. Rodal de judías infectadas por *P. s. pv. phaseolicola*



2. Línea de siembra de judías infectadas por *P. s. pv. phaseolicola*



3. Achaparramiento y clorosis de judías infectadas por *P. s. pv. phaseolicola*



4. Manchas aceitosas de *P. s. pv. phaseolicola* en hojas de judía



5. Manchas foliares necróticas en judía infectada por *P. s. pv. phaseolicola*



6. Manchas y exudados en tallo de judía infectado por *P. s. pv. phaseolicola*



7. Manchas y exudados en vainas de judía infectadas por *P. s. pv. phaseolicola*



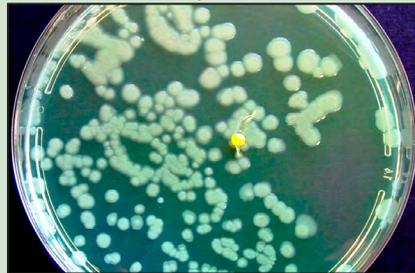
8. Síntomas de *P. s. pv. phaseolicola* en vainas verdes de judía



9. Detalle de manchas de *P. s. pv. phaseolicola* en vaina de judía



10. Manchas de *P. s. pv. phaseolicola* en vainas y rotura de color de las semillas



11. Aislamiento y fluorescencia de *P. s. pv. phaseolicola* en medio de cultivo



12. Cultivo de guisantes infectados por *P. syringae*



13. Planta de guisante infectada por *P. syringae*



14. Manchas aceitosas de *P. syringae* en estípulas de guisante



15. Necrosis de tallos y hojas de guisante infectado por *P. syringae*

Fotografías: M.Piedad Campelo, Universidad de León (1 a 3, 5, 6, 8, 10 y 11), Bonifacio Reinoso, Universidad de León(4, 7, 9), Alberto Martín, Instituto Tecnológico Agrario de Castilla y León (12 y 13), Miguel Cambra, Centro de Sanidad y Certificación Vegetal del Gobierno de Aragón (14), Laboratorio de Diagnóstico de Plagas y Enfermedades Vegetales. Universidad de León (15)

Descripción

Pseudomonas syringae pv. *phaseolicola* (grasa de la judía) y *Pseudomonas syringae* pv. *lisi* (grasa del guisante) y patógeno también en especies de los géneros *Lathyrus*, *Vicia* y *Vigna*) son especies bacterianas Gram-negativas, con forma bacilar y estrictamente aeróbicas.

En campo, ambas enfermedades se originan a partir de semillas infectadas, en las que las bacterias pueden encontrarse internamente o en la superficie; aunque también pueden servir como fuente de inóculo primario los restos de cosecha.

La dispersión se produce por las salpicaduras del agua de lluvia, por contacto entre plantas, por el viento, por insectos, o mediante técnicas culturales. Las bacterias penetran en la planta a través de las aberturas naturales (estomas) o por heridas cuando hay presencia de agua libre.

Síntomas y daños

Grasa de la judía:

El síntoma más característico en hoja es la presencia de pequeñas lesiones de hasta 2,5 cm de diámetro, angulares e hidrópicas de aspecto aceitoso, rodeadas de un halo verde pálido o verde amarillento. Este halo se debe a la producción por el patógeno de una toxina, la faseolotoxina, cuya presencia depende de la cepa y de la temperatura ambiente (el óptimo térmico es 16-20 °C y se inhibe a temperaturas superiores a los 22 °C). Las lesiones pueden coalescer, tomar color pardo y secarse.

En el tallo las lesiones frecuentemente aparecen hundidas y también pueden presentarse estrías rojizas longitudinales en la superficie, que a menudo se abren.

En las vainas aparecen lesiones redondas, hidrópicas, inicialmente de aspecto graso, de hasta 1 cm de diámetro, que pueden coalescer. Posteriormente se secan, se hacen irregulares y toman una coloración rojo ladrillo a pardo. Las lesiones en la vaina pueden implicar a los elementos vasculares de las suturas dorsal y ventral, causando lesiones alargadas en los tejidos próximos.

La infección de las semillas se debe principalmente a la penetración directa en éstas desde las lesiones superficiales de la vaina, si bien también pueden contaminarse con restos infectados. Las semillas infectadas pueden no presentar síntomas, tener áreas con cambios de coloración en las testas o "rotura de color" o presentar manchas de color amarillo y aparecer arrugadas y encogidas.

Los síntomas sistémicos debidos a una infección a partir de semilla son achaparramiento, marchitez, clorosis, mosaico foliar y malformaciones en las hojas. Otro síntoma sistémico corriente en plantas nacidas de semillas infectadas es un anillado del tallo o una podredumbre de nudos al principio de la formación de las vainas: en el primer nudo aparecen pequeñas áreas hidrópicas que aumentan hasta rodear el tallo y posteriormente toman una coloración ámbar; las plantas pueden partirse en ese nudo. La infección de semilla también puede producir plántulas con lesiones irregulares pardo negruzcas en los cotiledones.

Los síntomas de esta enfermedad son muy similares a los de la "mancha parda de la judía", causada por *P. syringae* pv. *syringae*, aunque en esta última las manchas aceitosas de las vainas suelen tener menor tamaño y no hay presencia de halo clorótico alrededor de las manchas en las hojas.

Grasa del guisante:

Produce lesiones en folíolos, inicialmente pequeñas, redondeadas o irregulares, de color verde oscuro e hidrópicas, de aspecto aceitoso. Éstas aumentan de tamaño, se hacen angulares y quedan limitadas por las nerviaciones. Las lesiones pueden producir exudados, amarillear y luego empardecer y secarse. En las estípulas se produce necrosis en abanico en su inserción con el tallo.

Las vainas maduras pueden retorcerse, secarse y presentar manchas hundidas de color pardo. Las lesiones en las vainas pueden limitarse a una banda estrecha a lo largo de las suturas. Cuando en la

vaina la invasión aparece principalmente a lo largo de la sutura dorsal, las semillas del interior pueden estar cubiertas por un exudado bacteriano. Las semillas infectadas presentan una decoloración pardo amarillenta, aparecen arrugadas y muestran una lesión hidrópica cerca del hilum (ombligo).

A menudo se infectan también los sépalos, extendiéndose posteriormente la infección a las flores y los botones florales, que pueden morir antes de llegar a abrirse.

En tallos y peciolos pueden desarrollarse estrías morado parduzco que coalescen y causan marchitez.

En determinadas condiciones de otoño e invierno los síntomas de *P. syringae* pv. *pisi* son indistinguibles de los del patovar *syringae*.

Periodo crítico para el cultivo

La gravedad de los daños depende del momento de la infección, de la sensibilidad varietal y de las condiciones climáticas, pero los ataques en los primeros estados fenológicos pueden producir la defoliación íntegra de la planta y pérdida total de la cosecha.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Los focos primarios de *P. syringae* pv. *phaseolicola* en los cultivos se deben principalmente a semilla infectada o a malas hierbas. No todas las semillas infectadas dan lugar a plantas infectadas y se considera que se produce una dispersión significativa a partir de un grado de infección de semilla de 1:2.000. Para infecciones primarias del 2,6 % se describen pérdidas de cultivo de 43 %.

La enfermedad se dispersa por salpicaduras de lluvia o agua de riego a partir de la superficie de lesiones en las plantas infectadas; esta infección secundaria puede extenderse hasta 30 m desde un foco primario en la dirección del viento, por lo que, en condiciones favorables, basta un foco de 10.000 plantas para producir una epidemia. El óptimo térmico de esta bacteria está alrededor de los 18 °C.

Al igual que para la grasa de la judía, con *P. syringae* pv. *pisi*, los focos primarios de infección en campo se deben a plantas nacidas de semilla infectada. Conviene señalar que lotes de semillas contaminadas pueden ser obtenidos de plantas que no muestran síntomas hasta el momento de la recolección, y que la contaminación externa de aquellas parece ser muy importante en la dispersión de la enfermedad. El óptimo térmico de esta bacteria es de 28 °C, si bien puede desarrollarse a partir de 3 °C. Al igual que sucede con *P. syringae* pv. *phaseolicola*, la presencia conjunta de lluvia y viento agiliza la dispersión del patógeno.

La susceptibilidad de las plantas aumenta si existen daños por helada o granizo. En tiempo seco con heladas ocasionales los síntomas de infección de *P. syringae* pv. *pisi* suelen empezar en el tallo, cerca del cuello, y extenderse hacia arriba hasta las estípulas y los folíolos.

Se considera especialmente importante vigilar la sanidad del cultivo en el periodo que va desde la floración hasta el cuajado de fruto.

Medidas de prevención y/o culturales

- Rotar los cultivos, no introduciendo la judía en parcelas con antecedentes de la enfermedad durante, al menos, 4 años.
- Utilizar semilla certificada libre del patógeno.
- Evitar el abonado nitrogenado excesivo.
- Eliminar la posible flora arvense que puede actuar como reservorio de inóculo.
- Desinfectar la semilla (resultados limitados).

- Producir la semilla de siembra en áreas secas utilizando, si son necesarios, riegos a pie y realizando inspecciones de campo.
- Establecer un marco de siembra que permita mejorar la aireación y orientar las calles a los vientos predominantes en la zona para evitar la acumulación de humedad sobre el cultivo.
- Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado.
- Manejar adecuadamente de la ventilación en el caso de cultivos protegidos.

Si se ha detectado la enfermedad:

- Retirar cuidadosamente las plantas afectadas de la parcela y destruirlas.
- Evitar el riego por aspersión y emplear métodos de riego que reduzcan la propagación de la enfermedad por salpicaduras, como son el riego por surcos o el localizado.
- Eliminar y destruir los restos de cosecha; no enterrarlos o hacerlo mediante una labor profunda que reduzca la posible supervivencia de la bacteria.
- Evitarse labores culturales que puedan producir heridas en las plantas y favorecer el ataque de las bacterias.

Umbral/Momento de intervención

El umbral de tratamiento se supera cuando se observen los primeros síntomas de bacteriosis en las plantas.

En parcelas con antecedentes de estas enfermedades se podrán realizar tratamientos preventivos a criterio del técnico responsable, evaluando las condiciones edafoclimáticas y fenológicas del 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 biotecnológicos

Empleo de cultivares resistentes o tolerantes a estas bacteriosis. En judía grano son muy sensibles muchas de las variedades tradicionales cultivadas. La resistencia es cuantitativa.

Medios químicos

Existe la posibilidad de aplicar compuestos cúpricos desde la floración al cuajado de frutos para controlar la infección foliar y de vaina, si bien los resultados obtenidos son limitados. Además, estas materias activas pueden retrasar el desarrollo vegetativo de las plantas y la maduración de las vainas, lo que puede condicionar la cantidad y la calidad de la cosecha, especialmente en cultivos al aire libre de siembra primaveral en años en los que se adelantan las lluvias otoñales.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Center for Agriculture, Food and Environment. (2013). *Bean, bacterial blight*. University of Massachusetts Amherst. Disponible en:

<http://ag.umass.edu/fact-sheets/bean-bacterial-blight>

Consejería de Agricultura y Pesca de la Junta de Andalucía. (2014). *Protocolo de campo para el seguimiento del cultivo de judía verde*. Red de alerta e información fitosanitaria. Disponible en: <https://www.juntadeandalucia.es/export/cdn-micrositios/documents/71753/92810/Judia+verde/15b40d7d-ba08-476f-a465-6222ca3ff651>

Davis, R.M. y Frate, C.A. (2007). *UC IPM Pest Management Guidelines: Dry Beans*. University of California. Disponible en: <http://www.ipm.ucdavis.edu/PMG/r52101211.html>

García, P.; Cortés, J. y Palomo, J.L. (1999). Ficha 113: *Pseudomonas syringae* pv. *lisi* (Sackett) Young et al. (Grasa) en guisante (*Pisum sativum* L.). En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en: http://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_113.pdf

González, A. y Landeras, E. 2004. Ficha 232: *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola* (Burk.) Gardan et al. Y *Pseudomonas syringae* pv. *syringae* Van Hall (Grasa y mancha parda de la judía) en judía (*Phaseolus vulgaris* L.). En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en: http://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_232.pdf

González, A.; Fernández, A.M. y Rodicio, M.R. (2011). *Las malas hierbas contribuyen a la supervivencia de algunas bacterias fitopatógenas*. Tecnología Agroalimentaria. Boletín Informativo del Servicio Regional de Investigación y Desarrollo Agroalimentario, 10. Disponible en: <http://www.serida.org/pdfs/4861.pdf>

González, A.; Mendoza, C y Tello, J. (2004). *Microorganismos patógenos transmitidos por semilla de judía tipo granja asturiana*. Saneamiento de semilla. SERIDA y KRK Ediciones. Oviedo (España).

Junta de Castilla y León. 2008. *Bacteriosis del guisante*. Boletín Fitosanitario, 8. Disponible en: http://bibliotecadigital.jcyl.es/i18n/catalogo_imagenes/grupo.cmd?path=10121808

Landeras, E.; Gonzáles, A.J.; Menéndez, F. y Braña, M. (2004). *Bacteriosis de la faba*. Ficha Técnica Sanidad Vegetal 10/2004. Gobierno del Principado de Asturias. Disponible en: http://www.asturias.es/Asturias/descargas/PDF_TEMAS/Agricultura/sanidad%20vegetal/fichas_y_boletines/ficha_10_2004.pdf

Lelliot, R.A. (1992). *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* (Burkholder) Young et al. En: *Manual de enfermedades de las plantas* (Smith, I.M.; Dunez, J.; Phillips, D.H; Lelliot, R.A. y Archer, S.A.). Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Lelliot, R.A. (1992). *Pseudomonas syringae* pv. *lisi* (Sackett) Young et al. En: *Manual de enfermedades de las plantas* (Smith, I.M.; Dunez, J.; Phillips, D.H; Lelliot, R.A. y Archer, S.A.). Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Melgarejo, P.; García-Jiménez, J.; Jordá, M.C.; López, M.M. Andrés, M.F. y Durán-Vila, N. (Coords.). (2010). *Patógenos de plantas descritos en España*. 2ª. Ed. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Madrid (España). Disponible en: https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/publicaciones/patogenos%20final_tcm30-57872.pdf

Mercure, P.S. (2012). *Bacterial bean blights*. Integrated Pest Management Program. University of Connecticut. Disponible en: <http://ipm.uconn.edu/documents/raw2/Bacterial%20Bean%20Blight/Bacterial%20Bean%20Blight.php?aid=115>

Messiaen, C.M.; Blancard, D.; Rouxel, F. y Lafon, R. (1995). *Enfermedades de las hortalizas*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Saettler, A.W. (2005). Halo blight. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).



OTRAS BACTERIOSIS: *Pseudomonas syringae* pv. *syringae* van Hall (MANCHA PARDA), *Pseudomonas viridiflava* (Burkholder) Dowson, *Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli* (Smith) Vauterin et al. (QUEMA BACTERIANA), *Curtobacterium flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* (Hedges) Collins y Jones (MARCHITEZ BACTERIANA), *Pectobacterium carotovorum* subsp. *carotovorum* (Jones) Hauven (PODREDUMBRE BLANDA) y *Erwinia persicina* Hao et al.



1. Manchas carentes de halo en hojas de judía afectadas por *P. s. pv. syringae*



2. Desgarramiento del tejido foliar en judías afectadas por *P. s. pv. syringae*



3. Vaina de judía afectada por *P. s. pv. syringae*



4. Manchas rojizas en peciolo y daños en judía producidos por *P. viridiflava*



5. Manchas carentes de halo en hojas de judía afectadas por *X. a. pv. phaseoli*



6. Detalle de lesiones de *X. a. pv. phaseoli* en hojas de judía



7. Lesiones en vainas de judía de *X. a. pv. phaseoli*



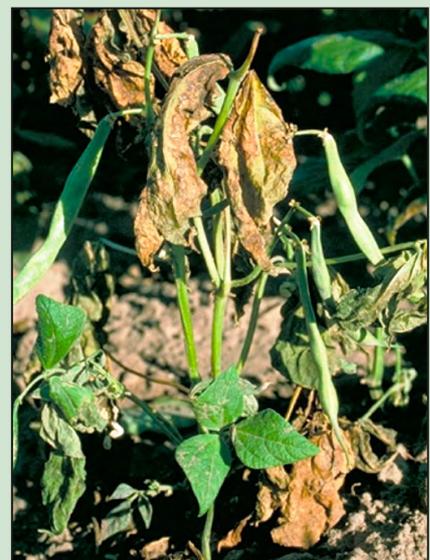
8. Decoloración de semillas de judía infectadas por *X. a. pv. phaseoli*



10. Detalle de lesiones de *C. f. pv. flaccumfaciens* en hojas de judía



11. Aspecto de aislamiento de *C. f. pv. flaccumfaciens* en medio de cultivo King-B



9. Marchitez de planta joven de judía afectada por *C. f. pv. flaccumfaciens*

Fotografías: Howard F. Schwartz, Colorado State University, Bugwood.org (1, 2, 6, 7, 9 y 10), Ana J. González, Servicio Regional de Investigación y Desarrollo Agroalimentario de Asturias (3 y 4), V.R. Wallen, Agriculture and Agri-Food Canada, Bugwood.org (5 y 8), M. Piedad Campelo, Universidad de León (11)

Descripción

Pseudomonas syringae* pv. *syringae ataca a una gama de hospedadores muy amplia (especies hortícolas, frutales, arbóreas y ornamentales, y cultivos extensivos) y causa la mancha parda en judía, afectando también al guisante. Es una bacteria con forma bacilar, Gram-negativa y estrictamente aerobia.

La principal fuente de transmisión es la semilla, originando infecciones primarias. La bacteria se dispersa fácilmente por lluvia y viento o por la actividad humana, y penetra en los tejidos del hospedador a través de aberturas naturales o heridas.

Pseudomonas viridiflava afecta a judía, haba y otras especies no leguminosas como kiwi, lechuga, repollo o hebe. Posee características morfológicas similares a *P. s. pv. syringae*. Al igual que ésta, también es Gram-negativa y aerobia. Se transmite de forma análoga a como lo hace *P. s. pv. syringae*.

Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli produce la quema bacteriana o tabaquera de la judía y afecta también a otras especies del género *Phaseolus*. Al igual que las dos especies descritas anteriormente, es estrictamente aeróbica, Gram-negativa y tiene forma bacilar.

Los focos primarios de *X. a. pv. phaseoli* en los cultivos se deben a semillas infectadas, en las que la bacteria puede sobrevivir muchos años, si bien puede invernar en restos vegetales durante más de 10 años y en el suelo. La lluvia, el viento o el riego por aspersión son las principales vías de dispersión, favoreciendo la penetración de la bacteria a través de las aberturas naturales (estomas) o heridas, hacia los espacios intercelulares, donde se multiplica rápidamente.

Curtobacterium flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens es el agente causal de la marchitez bacteriana de la judía. Afecta también a otras especies del género *Phaseolus*, como *P. coccineus*, y se ha identificado sobre soja. Es una bacteria Gram-positiva y estrictamente aerobia. Se describe su transmisión por semilla, restos vegetales, técnicas culturales y nematodos.

La infección por *C. f. pv. flaccumfaciens* en los cultivos se origina principalmente a partir de semilla infectada, aunque podría invernar en el suelo en restos de cosecha. La dispersión no se produce con facilidad por salpicaduras de lluvia, sino que tiene lugar a través de heridas, particularmente en el suelo y debidas a prácticas culturales (binas, aporcados) o a nematodos del género *Meloidogyne*. El agua de riego facilita la dispersión a corta distancia.

Pectobacterium carotovorum* subsp. *carotovorum produce la denominada podredumbre blanda en numerosas especies hortícolas y ornamentales; en leguminosas se describe su patogenicidad en judía y haba. Es una bacteria con forma bacilar, Gram-negativa y anaerobia facultativa.

Esta bacteria inverna en los restos de cosecha y en la rizosfera de plantas cultivadas y de malas hierbas. Se transmite por insectos, agua, lluvia, viento, técnicas culturales, material vegetal infectado y durante el posible lavado de los frutos previo a la comercialización.

Erwinia persicina es una bacteria patógena en judía, posee características morfológicas similares a *P. c. subsp. carotovorum*. Es Gram-negativa y anaerobia facultativa. Se describe su transmisión por semilla, técnicas culturales, lluvia y viento.

Síntomas y daños

P. s. pv. syringae

Suele producir marchitez de brotes jóvenes y lesiones pardo-rojizas en hojas. Se diferencia de la grasa de la judía (*Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola*) en que no existe halo que rodee las lesiones de las hojas y las manchas de las vainas suelen ser más pequeñas; mientras que de la grasa del guisante (*Pseudomonas syringae* pv. *pisi*) no se distingue en campo.

P. viridiflava

Este patógeno fue descrito originalmente en judía y considerado de debilidad y oportunista, si bien se han descrito cepas atípicas virulentas. La enfermedad empieza con manchas puntuales de color rojo, principalmente en peciolo y vainas. En pocos días las manchas se extienden y la bacteria invade el medio interno pasando a la médula; la destrucción de la médula provoca una infección generalizada que puede conducir a la muerte de la planta.

X. a. pv. phaseoli

Las infecciones en las hojas se manifiestan como áreas pequeñas e hidrópicas o lesiones marchitas de color verde pálido que al crecer se secan y adquieren un aspecto pardo y quebradizo. Normalmente estas manchas aparecen principalmente en los bordes de las hojas y en los márgenes de estas lesiones se encuentra un borde amarillo rodeado, a menudo, de una zona estrecha verde pálido. Las hojas afectadas tienen habitualmente aspecto desgarrado.

En los tallos de las plántulas aparecen lesiones hidrópicas que posteriormente se secan y adquieren coloración pardo rojiza. En los tallos de plantas adultas se pueden observar estrías longitudinales rojizas y grietas con exudados amarillos.

Las lesiones en las vainas al principio son pequeñas, hidrópicas y de color verde oscuro, después crecen y pueden secarse, hundirse y adquirir un color rojo ladrillo; a menudo se cubren de exudado amarillo que se seca dando aspecto de costra.

La infección sistémica da lugar a síntomas generalizados de gravedad variable en función del nivel de afección del sistema vascular. Si la infección es leve las plantas muestran un ligero enanismo y marchitez que puede ser reversible, mientras que si es grave se produce una marchitez rápida de las plántulas o de las hojas y ramas en las plantas adultas, que llegan a morir. En el tallo pueden aparecer lesiones anillantes de color pardo rojizas, en las hojas manchas similares a las que se originan en invasión estomática y pardeamiento de las venas, y en las vainas lesiones largas e irregulares a lo largo de la sutura.

Las semillas se pueden invadir vía pedicelo o funículo, lo que origina síntomas variables que se detectan con facilidad en las variedades blancas. Estos síntomas van desde pequeñas manchas en el hílum a cambios de coloración amarillentos de parte o de toda la envuelta seminal y, a menudo, arrugado.

Se han descrito daños en algunas zonas que alcanzan el 40 % y también pérdidas importantes por esta bacteria en postcosecha.

C. f. pv. flaccumfaciens

Es una enfermedad vascular que produce enanismo en las plantas y marchitez generalizada.

En los nudos de los tallos de las plantas afectadas se observan lesiones rojizas que pueden anillarlos, debilitarlos y facilitar su rotura. A lo largo de la sutura de las vainas se desarrollan lesiones hidrópicas, de color verde oscuro.

Las semillas infectadas pueden estar contaminadas externamente o invadidas sistemáticamente, y pueden ser asintomáticas o mostrar manchas amarillas en el hílum, decoloraciones y arrugado con aspecto barnizado.

P. c. subsp. carotovorum

Produce podredumbre blanda que suele iniciarse en la zona del cuello de la planta, donde aparecen manchas húmedas y negruzcas, y llega a afectar a todos los órganos, pudiendo aparecer también durante el periodo de conservación.

E. persicina

En hojas manifiesta manchas cloróticas y necróticas de distintos tipos y colores. En vainas se describen deformación, curvatura y manchas necróticas. Coloración rosada en las semillas.

Periodo crítico para el cultivo

Todas las especies de bacterias descritas pueden causar daños en las plantas en cualquier estado fenológico, si bien en cultivos al aire libre, la quema y la marchitez bacterianas suelen afectar más tarde en el ciclo vegetativo, cuando la temperatura ambiental se aproxima al óptimo térmico del patógeno. Los ataques de *X. a. pv. phaseoli* suelen ser más visibles después de la floración.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

La susceptibilidad de las plantas a *P. s. pv. syringae* aumenta si existen daños por helada o granizo. La supervivencia del patógeno como epífita se favorece por condiciones frescas y húmedas; cuando el tiempo es cálido y seco disminuye. Se considera especialmente importante vigilar la sanidad del cultivo en relación con este patógeno en el periodo que va desde la floración hasta el cuajado de fruto.

Las temperaturas óptimas para la infección y el desarrollo de *X. a. pv. phaseoli* se encuentran entre 25 a 35 °C, describiéndose la máxima gravedad de la enfermedad en condiciones de pluviometría, humedad elevada y temperatura próxima a 28 °C. Las tormentas, la lluvia y el viento incrementan los daños que causa esta bacteria por el rasgado del tejido foliar y la rotura de tallos en las plantas enfermas.

El óptimo térmico de *C. f. pv. flaccumfaciens* se establece en 30 °C; la incidencia es mayor en suelos limoarenosos que arcillosimosos. Al igual que en el caso de *X. a. pv. phaseoli*, la lluvia y el viento agravan los daños.

La presencia de agua condensada sobre la superficie de los tejidos y el consiguiente aumento de su turgencia, aumenta la susceptibilidad a la podredumbre causada por *P. c. subsp. carotovorum*.

Medidas de prevención y/o culturales

- *C. f. pv. flaccumfaciens* es un patógeno de cuarentena incluido en la lista B de la Unión Europea, siendo España zona protegida, lo que obliga a la realización de controles periódicos.
- Rotar los cultivos.
- Evitar el abonado nitrogenado excesivo.
- Eliminar la posible flora arvense que puede actuar como reservorio de inóculo.
- Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno).
- Desinfectar la semilla (resultados limitados).
- Para el control de la mancha parda y la quema bacteriana se recomienda producir la semilla de siembra en áreas secas, utilizando, si son necesarios, riegos a pie y realizando siempre inspecciones de campo.
- En el caso de la quema bacteriana, las pérdidas pueden reducirse si es posible variar la fecha de siembra para impedir que el cultivo se desarrolle durante los periodos favorables de la enfermedad.
- Establecer un marco de siembra que permita mejorar la aireación y orientar las calles a los vientos predominantes en la zona para evitar la acumulación de humedad sobre el cultivo.
- Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado.
- Manejar adecuadamente de la ventilación en el caso de cultivos protegidos.

Con presencia de bacteriosis:

- Retirar cuidadosamente las plantas afectadas de la parcela y destruirlas.
- Evitar el riego por aspersión y emplear métodos de riego que reduzcan la propagación de la enfermedad por salpicaduras, como son el riego por surcos o el localizado.

- Eliminar y destruir los restos de cosecha; no enterrarlos o hacerlo mediante una labor profunda que reduzca la posible supervivencia de la bacteria.
- Evitar labores culturales que puedan producir heridas en las plantas y favorecer el ataque de las bacterias.

Umbral/Momento de intervención

No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables.

En parcelas con antecedentes de estas enfermedades se podrán realizar tratamientos preventivos a criterio del técnico responsable, evaluando las condiciones edafoclimáticas y fenológicas del 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 biotecnológicos

Empleo de cultivares resistentes o tolerantes a estas bacteriosis. La mejora de la tolerancia poligénica de *X. a. pv. phaseoli* se ve dificultada por la existencia de un control genético diferencial de las reacciones en vaina y en hoja. Algunos cultivares de judía tienen resistencia parcial a *C. f. pv. flaccumfaciens*.

Medios físicos

La mejor medida de control de la podredumbre blanda consiste en impedir que se condense agua en la superficie del material empaquetado o en el almacén; por lo que el diseño de los envases y el correcto manejo de temperatura y de humedad en los almacenes reducen las pérdidas. También son útiles estos controles de los almacenes en el caso de vainas o de semillas afectadas por la quema bacteriana.

Medios químicos

De forma general puede decirse que los tratamientos químicos son poco eficaces para el control de bacteriosis, por lo que es conveniente emplear medidas alternativas.

Para reducir la población epífita de *P. s. pv. syringae* en los periodos de mayor susceptibilidad del cultivo se emplean compuestos cúpricos.

El control químico de quema bacteriana aplicado a las semillas no permite reducir el nivel de infección por debajo del que sea improbable que tengan lugar epidemias, y la aplicación de compuestos cúpricos durante el cultivo tiene un efecto limitado.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Araya, C.M. (2008). *Guía de identificación y manejo integrado de enfermedades del frijol en América Central*. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. Disponible en: <http://repiica.iica.int/docs/B0891E/B0891E.pdf>

Consejería de Agricultura y Pesca de la Junta de Andalucía. (2014). *Protocolo de campo para el seguimiento del cultivo de judía verde*. Red de alerta e información fitosanitaria. Disponible en: <https://www.juntadeandalucia.es/export/cdn-micrositios/documents/71753/92810/Judia+verde/15b40d7d-ba08-476f-a465-6222ca3ff651>

European and Mediterranean Plant Protection Organization. (2011). *Curtobacterium flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens*. Diagnostic. Bulletin OEPP/EPPO, 41: 320-328 Disponible en: <http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1365-2338.2011.02496.x/epdf>

González, A. y Landeras, E. (2004). Ficha 232: *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola* (Burk.) Gardan et al. Y *Pseudomonas syringae* pv. *syringae* Van Hall (Grasa y mancha parda de la judía) en judía (*Phaseolus vulgaris* L.). En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en: http://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_232.pdf

González, A.; Fernández, A.M. y Rodicio, M.R. (2011). *Las malas hierbas contribuyen a la supervivencia de algunas bacterias fitopatógenas*. Tecnología Agroalimentaria. Boletín Informativo del Servicio Regional de Investigación y Desarrollo Agroalimentario, 10. Disponible en: <http://www.serida.org/pdfs/4861.pdf>

González, A.; Mendoza, C y Tello, J. (2004). *Microorganismos patógenos transmitidos por semilla de judía tipo granja asturiana*. Saneamiento de semilla. SERIDA y KRK Ediciones. Oviedo (España).

Junta de Castilla y León. (2008). *Bacteriosis del guisante*. Boletín Fitosanitario, 8. Disponible en: http://bibliotecadigital.jcyl.es/i18n/catalogo_imagenes/grupo.cmd?path=10121808

Landeras, E.; Gonzáles, A.J.; Menéndez, F. y Braña, M. (2004). *Bacteriosis de la faba*. Ficha Técnica Sanidad Vegetal 10/2004. Gobierno del Principado de Asturias. Disponible en: http://www.asturias.es/Asturias/descargas/PDF_TEMAS/Agricultura/sanidad%20vegetal/fichas_y_boletines/ficha_10_2004.pdf

Lelliot, R.A. (1992). *Corynebacterium flaccumfaciens* pv. *faccumfaciens* (Hedges) Dowson; *Erwinia caortovora* subsp. *carotovora* (Jones) Bergey et al.; *Pseudomonas syringae* pv. *syringae* van Hall.; *Pseudomonas viridiflava* (Burkholder) Dowson; *Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli* (Smith) Dye. En: *Manual de enfermedades de las plantas* (Smith, I.M.; Dunez, J.; Phillips, D.H; Lelliot, R.A. y Archer, S.A.). Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Melgarejo, P.; García-Jiménez, J.; Jordá, M.C.; López, M.M. Andrés, M.F. y Durán-Vila, N. (Coords.). (2010). *Patógenos de plantas descritos en España*. 2ª. Ed. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Madrid (España). Disponible en: https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/publicaciones/patogenos%20final_tcm30-57872.pdf

Messiaen, C.M.; Blancard, D.; Rouxel, F. y Lafon, R. (1995). *Enfermedades de las hortalizas*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. (2005). *Real Decreto 58/2005, de 21 de enero, por el que se adoptan medidas de protección contra la introducción y difusión en el territorio nacional y de la Comunidad Europea de organismos nocivos para los vegetales o productos vegetales, así como para la exportación y tránsito hacia países terceros*. Boletín Oficial del Estado, 19. Disponible en: <https://www.boe.es/boe/dias/2005/01/22/pdfs/A02583-02665.pdf>

Saettler, A.W. (2005). Bacterial brown spot; Bacterial wilt; Common bacterial blight. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).





Bean common mosaic virus [BCMV] (VIRUS DEL MOSAICO COMÚN DE LA JUDÍA) Y Bean common mosaic necrosis virus [BCMNV] (VIRUS DEL MOSAICO NECRÓTICO DE LA JUDÍA)



1. Enanismo de planta de judía infectada por BCMV (derecha)



2. Mosaico en hoja de judía infectada por BCMV



3. Bandas perinerviales de color verde oscuro en hoja de judía infectada por BCMV



4. Arrugamiento foliar en judía infectada por BCMV



5. Arrollamiento foliar en judía infectada por BCMV



6. Pérdida de rendimiento en judía por BCMV Vainas producidas por una planta sana (arriba) e infectada (abajo)



7. Destrucción de una línea de siembra de variedad de judía sensible a BCMNV



8. Detalle de necrosis en hoja de judía infectada por BCMNV



9. Muerte de planta de judía durante el llenado de vainas infectada por el BCMV



11. Necrosis sistémica del brote en planta infectada por BCMNV



12. Necrosis sistémica en hojas y brotes jóvenes de judía infectada por BCMNV



10. Necrosis de vainas de judía infectadas por BCMNV

Fotografías: M. Piedad Campelo, Universidad de León (4, 6, 8, 12), Bonifacio Reinoso, Universidad de León (1, 2, 3, 5, 7, 9, 10, 11)

Descripción

Bean common mosaic virus (BCMV) y *Bean common mosaic necrosis virus* (BCMNV) son dos especies de virus pertenecientes a la familia Potyviridae del género Potyvirus. Ambos virus están constituidos por una partícula filamentosa y flexuosa, con una única molécula de ARN de cadena sencilla. En las células de plantas afectadas, a través de técnicas de microscopía electrónica, se observan inclusiones citoplasmáticas características en forma de "pinwheels" (molinillos), "scrolls" (tubulares) y círculos.

Infectan especies del género *Phaseolus*, principalmente *P. vulgaris* L. y, ocasionalmente algunas otras leguminosas como *Lupinus luteus* L. o *Vigna unguiculada* (L.)

De forma general, ambas especies se transmiten por semilla, siendo ésta la principal fuente de inóculo y determinante de la infección inicial del cultivo. Se transmiten también mediante inoculación mecánica, artificialmente, por polen y por áfidos de forma no persistente. Se citan como más eficientes varias especies de áfidos, entre los que cabe destacar *Acyrtosiphon pisum*, *Aphis craccivora*, *Aphis fabae* y *Myzus persicae*.

Síntomas y daños

El **BCMV** produce sintomatología muy variable dependiendo del cultivar, de la edad de la planta, las condiciones ambientales y la cepa del virus. Aunque pueden aparecer plantas asintomáticas, el mosaico es el síntoma más frecuente, encontrándose habitualmente asociado a malformaciones de las hojas y vainas y a reducción del desarrollo de la planta. En ocasiones se observan también bandas perinerviales de color verde oscuro, arrugamiento del limbo foliar y enrollamiento de las hojas hacia abajo.

Las pérdidas de rendimiento pueden alcanzar el 80 % (reducción del número de vainas por planta y del número de semillas por vaina).

Se distinguen genéticamente dos razas del virus: no necrótica y necrótica dependiente de la temperatura. Ésta última origina síntomas como los que se describen a continuación en relación con el BCMNV. Por otro lado, la presencia del gen dominante I confiere resistencia a las cepas no necróticas en las plantas que lo portan y los cultivares que lo portan no transmiten BCMV ni BCMNV por semilla; sin embargo, tiene un efecto de oscurecimiento de las semillas rojas y amarillas.

El **BCMNV** produce la denominada "necrosis apical o sistémica" ("black root") consistente en la necrosis severa de hojas, tallos y raíces que comienza por la parte más joven de la planta y llega a producir su muerte de forma rápida o la retrasa incluso hasta el periodo de llenado de vainas, sobre las que pueden aparecer también zonas necróticas. Cuando plantas portadoras del gen I, que les hace resistentes a las razas no necróticas del BCMV, son infectadas con BCMNV aparece una reacción de hipersensibilidad letal en la planta. En plantas no portadoras de este gen la sintomatología cuando son afectadas, no difiere de la producida por la raza no necrótica del BCMV. Combinando este gen dominante con otros genes de resistencia recesivos, algunos de ellos ligados entre sí, se podría proteger a la planta contra ambos virus.

Periodo crítico para el cultivo

Las plantas infectadas tras la floración no producen semilla infectada. La gravedad de estas virosis depende de la tolerancia del cultivar y del momento de la infección, siendo mayor en el caso de plantas procedentes de semillas infectadas o contaminadas en los primeros estadios fenológicos.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

La rapidez en la propagación de estos virus depende de la existencia de condiciones climáticas favorables para los vectores; por lo que, especialmente en cultivos protegidos, se aconseja emplear sistemas de seguimiento de áfidos (trampas cromotrópicas).

Medidas de prevención y/o culturales

- Eliminar la posible flora arvense que puede actuar como reservorio de inóculo y/o refugio de los agentes vectores.
- Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno); en el caso de cultivos en invernadero valorar el tratamiento de la semilla con insecticidas autorizados para la protección de los primeros estadios fenológicos.
- Si el sistema de explotación lo permite, se pueden emplear cultivos barrera como el maíz tanto en la zona exterior como en la interior del cultivo.
- Además de las medidas preventivas indicadas, una vez que se detectan plantas infectadas, se debe controlar el desarrollo de las plantas adventicias durante el cultivo.

Umbral/Momento de intervención

No se ha definido umbral, se aconseja vigilar la aparición de los primeros síntomas, especialmente si hay antecedentes en la parcela y las condiciones son favorables.

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 biotecnológicos

Utilizar cultivares resistentes o tolerantes.

Medios físicos

En invernadero se debe colocar mallas antipulgón en las aberturas.

Medios químicos

Se han descrito diferentes materias activas que ayudan a controlar los áfidos vectores de los 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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Berra, D. y Sáez, E. (2008). Ficha 88: *Bean Common Mosaic Virus* (BCMV) (Virus del mosaico común de la judía) en judía (*Phaseolus vulgaris* L.). En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en:

http://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_088.pdf

- Campelo, M.P. (2011). *Estudio de la microbiota patógena presente en semillas de "Alubia de León" (Phaseolus vulgaris L.) y de los métodos de control*. Tesis Doctoral. Universidad de León. León (España).
- Drijfhout, E. y Morales, F.J. (2005). Bean common mosaic. En: *Compendium of bean diseases*. (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).
- Melgarejo, P.; García-Jiménez, J.; Jordá, M.C.; López, M.M. Andrés, M.F. y Durán-Vila, N. (Coords.). 2010. *Patógenos de plantas descritos en España*. 2ª. Ed. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Madrid (España). Disponible en:
https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/publicaciones/patogenos%20final_tcm30-57872.pdf
- Messiaen, C.M.; Blancard, D.; Rouxel, F. y Lafon, R. (1995). *Enfermedades de las hortalizas*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).
- Morales, F.J. (2005). Bean common mosaic - Black root. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).





OTRAS VIROSIS



1. Clorosis sistémica en hoja de judía infectada por AMV



2. Mosaico y rugosidad en hoja de judía infectada por BYMV



3. Mosaico y malformaciones en hojas de judía infectadas por CIYVV



4. Epinastia en hoja de judía infectada por CMV



5. Manchas y elongación en hoja de judía infectada por CMV



6. Mosaico, deformación y rugosidad en hojas de judía infectadas por PSV



7. Síntomas de infección en judía por SBMV



8. Síntomas en hojas de judía infectadas por TSWV



9. Manchas por TSWV formando anillos concéntricos en vainas



10. Manchas por TSWV en vainas de judías

Fotografías: Francisco J. Morales, Centro internacional de Agricultura Tropical (1 a 4, 7 y 8), Robert O. Hampton, United States Department of Agriculture (5), J. Rennie Stavely, United States Department of Agriculture (6), M. Piedad Campelo, Universidad de León (9 y 10)

Descripción, síntomas y daños

Los virus detectados en España en las especies de leguminosas recogidas en esta guía son los que se muestran en la siguiente tabla, en la que se incluye información relativa a la forma de transmisión y a los síntomas y daños que producen.

Nombre científico	Siglas	Nombre común	Leguminosas de esta guía hospedadoras	Transmisión	Síntomas en leguminosas de esta guía
<i>Alfalfa mosaic virus</i>	AMV	Virus del mosaico de la alfalfa	Garbanzo, guisante, judía	Semilla, pulgones (no persistente), polen, inoculación mecánica	Mosaico y necrosis foliares. Ralentización del crecimiento. Foliolos curvados hacia abajo. Necrosis de los nervios. Necrosis de brotes apicales que puede extenderse.
<i>Bean leaf roll virus</i>	BLRV	Virus del enrollado de la hoja de la judía	Garbanzo, guisante, haba, judía, lenteja	Pulgones (persistente)	Garbanzo, guisante, judía y lenteja: clorosis y enanismo. Haba: amarilleo internerval en hojas viejas y enrollado y disminución de vainas.
<i>Bean yellow disorder virus</i>	BnYDV	Virus del desorden amarillo de la judía	Judía	Mosca blanca	Clorosis internerval en hojas más viejas, que progresa ascendentemente, se acentúa con el tiempo y adquiere tonalidad dorada y finalmente se necrosa, manteniéndose los nervios verdes. Desarrollo anómalo de frutos: curvados, deformados, de menor tamaño. Ralentización de desarrollo de la planta y reducción de la producción (hasta 50%).
<i>Bean yellow mosaic virus</i>	BYMV	Virus del mosaico amarillo de la judía	Almorta, guisante, haba, judía	Semilla (infrecuente), pulgones (no persistente), inoculación mecánica	Foliolos con manchas de color amarillo claro sobre fondo verde oscuro. Primeras hojas trifoliadas cóncavas y de aspecto brillante. Reducción de la longitud de entrenudos y de la producción de vainas. Liger deformación y enanismo de plantas. Guisante: leve moteado en hojas y áreas de color verde oscuro en las venas principales..
<i>Beet western yellow virus</i>	BWYV	Virus del amarilleo occidental de la remolacha	Guisante, judía	Pulgones (persistente)	Amarilleo de las hojas.
<i>Broad bean mottle virus</i>	BBMV	Virus del moteado del haba	Guisante, haba, judía	Coleópteros, inoculación mecánica	Guisante y judía: moteado y amarilleo de venas sistémicos en hoja y lesiones cloróticas locales. Haba: moteado y deformación sistémicos de hoja.
<i>Broad bean V virus</i>	BBVV	Virus V del haba	Haba	Pulgones (no persistente), inoculación mecánica	Mosaico en las hojas.
<i>Broad bean wilt virus</i>	BBWV	Virus del marchitamiento del haba	Guisante, haba	Pulgones (no persistente)	Guisante: estrías. Haba: marchitamiento, reducción del desarrollo, manchas cloróticas en hojas que pueden distorsionarse, necrosis sistémica de las hojas del brote si la infección es temprana.
<i>Clover yellow vein virus</i>	CIYVV	Virus del amarilleo de las venas del trébol	Almorta, haba, lenteja, judía	Pulgones (no persistente), inoculación mecánica	Mosaico y deformación en las hojas.
<i>Cucumber mosaic virus</i>	CMV	Virus del mosaico del pepino	Garbanzo, judía	Semilla, pulgones (no persistente)	Enanismo de las plantas y deformación de las hojas, con mosaico amarillo y verde. Judía: rizado foliar, moteado clorótico, ampollas, manchas de color verde oscuro a lo largo de los nervios; vainas curvadas, con moteado y crecimiento reducido.
<i>Faba bean necrotic yellow virus</i>	FBNYV	Virus del amarilleo necrótico del haba	Garbanzo, haba, lenteja, judía	Pulgones (persistente)	Amarilleamiento, enanismo y necrosis de las hojas.

Nombre científico	Siglas	Nombre común	Leguminosas de esta guía hospedadoras	Transmisión	Síntomas en leguminosas de esta guía
<i>Lettuce mosaic virus</i>	LMV	Virus del mosaico de la lechuga	Garbanzo, guisante	Pulgones (no persistente), inoculación mecánica	Amarilleamiento y marchitamiento de brotes terminales.
<i>Lucerne enation virus</i>	LEV	Virus de las excrecencias de la alfalfa	Haba	Pulgones (persistente)	Excrecencias en el envés y arrugado de las hojas. Plantas muy ramificadas.
<i>Peanut stunt virus</i>	PSV	Virus del enanismo del cacahuete	Cacahuete, judía	Pulgones (no persistente)	Cacahuete: enanismo. Judía: epinastia, mosaico, distorsión de la hoja y enanismo de la planta.
<i>Red clover vein mosaic virus</i>	RCVMV	Virus del mosaico de las venas del trébol rojo	Guisante	Semilla, pulgones (no persistente), inoculación mecánica	Clorosis de venas, estriado en las hojas y, en ocasiones, enanismo. Muerte de plántulas en fases iniciales de su desarrollo.
<i>Southern bean mosaic virus</i>	SBMV	Virus del mosaico sureño de la judía	Judía, soja	Semilla, coleópteros, suelo (raíces), operaciones de cultivo, polen	Judía: mosaico, moteado y fruncido en las hojas; necrosis de venas; defoliación; áreas manchadas de color verde oscuro y de aspecto húmedo en las vainas. Soja: mosaico y moteado de las hojas.
<i>Tomato spotted wilt virus</i>	TSWV	Virus del bronceado del tomate	Haba, judía	Trips	Enanismo. Manchas en hojas y frutos formando anillos concéntricos. Hojas basales con presencia de lesiones necróticas junto a los nervios. Amarilleamiento de las nerviaciones en hojas intermedias.
<i>Tomato yellow leaf curl virus</i>	TYLCV	Virus del rizado amarillo del tomate Virus de la hoja cuchara del tomate	Judía	Mosca blanca	Clorosis apical y crecimiento arbustivo y ramificado. Menor desarrollo de la planta. Enanismo. Esterilidad floral, aborto de flores y frutos. Desarrollo anormal de vainas y pérdida de valor comercial.
<i>Watermelon mosaic virus</i>	WMV	Virus del mosaico 2 de la sandía	Guisante, judía	Pulgones (no persistente)	Mosaico.

Periodo crítico para el cultivo

La gravedad de las virosis depende de la tolerancia del cultivar y del momento de la infección. En el caso de los virus transmitidos por semilla es mayor si las plantas proceden de semillas infectadas.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Realizar un seguimiento continuo de la parcela para la detección de los primeros síntomas.

La rapidez en la propagación de los virus depende de la existencia de condiciones favorables para la presencia de vectores, en caso de que existan, por lo que, especialmente en cultivos protegidos, se aconseja emplear sistemas de seguimiento de los mismos.

Medidas de prevención y/o culturales

Dependiendo de la forma de transmisión de los distintos virus las medidas preventivas generales recomendadas son las siguientes:

- Diseñar rotaciones que no incluyan otros cultivos hospedadores del virus.
- Eliminar la posible flora arvense que puede actuar como reservorio de inóculo y/o refugio de los agentes vectores.
- Utilizar semilla de calidad (libre de patógeno); en el caso de cultivos en invernadero valorar el tratamiento de la semilla con insecticidas autorizados para la protección de los primeros estadios fenológicos.
- Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado.
- Si el sistema de explotación lo permite, se pueden emplear cultivos barrera tanto en la zona exterior como en la interior del cultivo.
- Si es posible, una vez detectadas plantas infectadas, arrancarlas y destruirlas fuera de la 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 biotecnológicos

Utilizar cultivares resistentes o tolerantes en caso de que existan.

Medios físicos

En invernadero se deben colocar mallas de protección frente a vectores en las aberturas.

Medios químicos

Se han descrito diferentes materias activas que ayudan a controlar los vectores de los 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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Aguilar, L.; Alférez, M.D.; Martínez, M.M. y Sáez, E. (2004). Ficha 278: Tomato yellow leaf curl disease (TYLCD) (Enfermedad del rizado amarillo del tomate) en tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.), judía (*Phaseolus vulgaris* L.) y pimiento (*Capsicum annuum* L.). En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Vol IV. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_278.pdf

Campelo, M.P. (2011). *Estudio de la microbiota patógena presente en semillas de "Alubia de León" (Phaseolus vulgaris L.) y de los métodos de control*. Tesis Doctoral. Universidad de León. León (España).

Consejería de Agricultura y Pesca de la Junta de Andalucía. (2014). *Protocolo de campo para el seguimiento del cultivo judía verde*. Red de alerta e información fitosanitaria. Disponible en:

<https://www.juntadeandalucia.es/export/cdn-micrositios/documents/71753/92810/Judia+verde/15b40d7d-ba08-476f-a465-6222ca3ff651>

Conti, M.; Gallitelli, D., Lisa, V.; Lovisolò, O.; Martelli, G.P.; Ragozzino, A.; Rana, G.L. y Vovlas, C. (2000). *Principales virus de las plantas hortícolas*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Gergerich, R.C. y Morales, F.J. (2005). Bean southern mosaic. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). *The American Phytopathological Society*. Saint Paul (Estados Unidos).

Hampton, R.O.; Provvidenti, R. y Morales, F.J. (2005). Cucumber mosaic. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).

Kaiser, W.J. y Hanman, R.M. (2005). Alfalfa mosaic. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).

Luis, M., Tornos, T. (2011). Ficha 392: Broad bean wilt virus 1 (BBWV-1) (Virus del marchitamiento del haba) en pimiento (*Capsicum annuum* L.) y haba (*Vicia faba* L.). En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Vol V. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_392.pdf

Melgarejo, P.; García-Jiménez, J.; Jordá, M.C.; López, M.M. Andrés, M.F. y Durán-Vila, N. (Coords.). (2010). *Patógenos de plantas descritos en España*. 2ª. Ed. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/publicaciones/patogenos%20final_tcm30-57872.pdf

Messiaen, C.M.; Blancard, D.; Rouxel, F. y Lafon, R. (1995). *Enfermedades de las hortalizas*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid (España).

Morales, F.J. 2005. Bean necrosis mosaic. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).

Provvidenti, R. y Morales, F.J. (2005). Bean yellow mosaic. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).

Provvidenti, R. y Morales, F.J. (2005). Clover yellow vein. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).

Serra, J. (2004). Ficha 279: Watermelon mosaic 2 potyvirus (WMV-2) (Virus 2 del mosaico de la sandía) en cucurbitáceas. En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Vol IV. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_279.pdf

Silbernagel, M.J. y Morales, F.J. (2005). Peanut stunt. En: *Compendium of bean diseases* (Schwartz, H.F.; Steadman, J.R.; Hall, R. y Forster, R.L.). The American Phytopathological Society. Saint Paul (Estados Unidos).

Šutiæ, D.D.; Ford, R.E. y Tošič, M.T. (1999). *Handbook of plant viruses diseases*. CRC Press LLC. Florida (Estados Unidos).

Tornos, T. (2004). Ficha 271: Bean yellow mosaic virus (BYMV) (Virus del mosaico amarillo de la judía) en leguminosas y ornamentales. En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. Vol IV. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_271.pdf



PARASITOS VEGETALES: *Orobanche crenata* Forsk. (JOPO)



1. Nódulo de jopo



2. Nódulos de jopo en haba



3. Nódulo de jopo en planta de haba



4. Raíz de alberjón con jopo



5. Jopo en almorta



6. Jopo en garbanzo



7. Jopo en alberjón



8. Jopo en veza



9. Jopo en campo de yeros

Fotografías: Salvador Nadal Moyano, Instituto Andaluz de Investigación y Formación Agraria

Descripción

Orobanche crenata, denominada comúnmente jopo, es una planta parásita de raíz que no tiene clorofila. Por ello, tras su germinación depende totalmente para desarrollarse y completar su ciclo de vida de la planta a la que está parasitando.

Para asegurarse la supervivencia, *Orobanche* sólo germina en presencia de determinadas sustancias liberadas por las raíces de la planta-cultivo (estimulantes de la germinación, principalmente unas hormonas llamadas estrigolactonas).

Las semillas de jopo germinadas se unen a la raíz de la planta, formando un nódulo de coloración anaranjada, donde van acumulando los nutrientes y el agua que van obteniendo del cultivo. Este nódulo se va desarrollando, emitiendo pseudoraíces y un tallo que emerge del suelo (entre 30-70 cm de altura), con las hojas reducidas a escamas, en el que aparecen las flores. Al no tener clorofila estos tallos no son verdes, presentando colores rojizos. En las flores se forman cápsulas con miles de semillas diminutas (3-7 microgramos/semilla) que son transportados por el viento y caen al suelo comenzando de nuevo el ciclo. Estas semillas pueden permanecer viables en el suelo por un periodo superior a veinte años.

Síntomas y daños

La infección de los cultivos es fácilmente visible cuando los tallos de jopo emergen del suelo. En este estadio de desarrollo tan avanzado del parásito los daños ya están causados y las pérdidas ya están garantizadas. Dependiendo del número de jopos que ataquen a una misma planta el debilitamiento progresivo será distinto, pudiendo llegar a causar la muerte de la planta, con la pérdida total de la cosecha.

Periodo crítico para el cultivo

El periodo más crítico para el cultivo comienza a partir de la floración, incluyendo el cuajado de las flores y el llenado de las vainas. Si el ataque es muy severo la planta sufre un agostamiento rápido provocado por la extracción de sus nutrientes por el parásito, dando lugar a la pérdida total del cultivo.

Estado más vulnerable de la plaga

Los periodos más vulnerables son los iniciales del desarrollo del parásito. En habas, por ejemplo, se ha recomendado que los tratamientos químicos se realicen cuando el jopo se encuentra entre los estados de formación del nódulo hasta la emisión de las falsas raíces.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

En el estado de floración del cultivo, se puede hacer una evaluación de la presencia del parásito, arrancando algunas plantas al azar y observando si llevan nódulos de jopo instalados en las raíces.

Cuando en la parcela empiezan a emerger los tallos de jopos, las raíces de las plantas pueden tener instalados un elevado número de nódulos, que podrán dar una idea del grado de infección en el cultivo.

Medidas de prevención y/o culturales

El diminuto tamaño que tiene la semilla, la enorme cantidad de ésta que es producida por una sola inflorescencia (un tallo) y su prolongada viabilidad en el suelo hacen que cuando esta planta parásita está presente en una parcela, su control y erradicación sea muy complicado.

Por ello, lo más conveniente es adoptar todas las medidas preventivas posibles cuando aún no se ha infestado el terreno.

En parcelas libres de *O. crenata* es recomendable la limpieza y desinfección de la maquinaria (tractores, cosechadoras, aperos), especialmente cuando hayan trabajado previamente en terrenos infestados, o se desconozca donde lo han hecho. En la medida de lo posible, se evitará la entrada de ganado que haya pastado en rastrojos infestados de jopo. Utilizar semilla certificada libre del patógeno.

En aquellas parcelas infestadas moderadamente son recomendables medidas como el empleo de variedades de leguminosas que incorporen algún grado de resistencia-tolerancia al parásito. Retrasar la fecha de siembra de los cultivos puede ser efectivo al no encontrar el jopo temperaturas óptimas para su germinación. Si es posible (cuando sean pocos), se deben eliminar y destruir fuera de la parcela los jopos emergidos.

En terrenos en los que exista una fuerte infestación de jopo será necesario elegir especies que hasta el momento se han comportado como poco susceptibles (garbanzo, veza común, alfalfa, zulla) o emplear variedades de especies sensibles al jopo pero que incorporen tolerancia o resistencia a ésta.

Adoptar en las parcelas el sistema de no laboreo con siembra directa; de este modo no se incorporan los restos vegetales y con estos las semillas de jopo en el perfil del suelo. En casos de ataques muy severos será recomendable la quema de los restos de cosecha.

Otra medida a tener en cuenta es el empleo de cultivos-trampa. Esta técnica consiste en sembrar una especie que estimule la germinación del jopo, incorporando el cultivo al terreno (como un abono verde) antes que se produzca la semilla del parásito. De esta manera, a lo largo del tiempo de empleo de esta técnica, se irá reduciendo el número de semillas de jopo existentes en el terreno. Especies de leguminosas potencialmente utilizables para este fin pueden ser los alverjones, las habas o los yeros.

Otra técnica que ha dado buenos resultados ha sido el sembrar otro cultivo entre el cultivo principal (cultivos intercalares). Determinados cereales y leguminosas como la alholva o los tréboles, sembrados intercaladamente en el cultivo de habas, han tenido efecto reductor sobre el jopo por su acción alelopática.

Es también conocido que la escasez de nutrientes, con especial relevancia del fósforo, tiene un efecto en la planta cultivo liberando más estimulantes de la germinación de jopo. Por ello, una medida recomendable es mantener los niveles óptimos de nutrientes en la parcela, según los requerimientos de cada cultivo.

Umbral/momento de intervención

El momento de intervención variará en función de la naturaleza de los métodos a emplear. En el caso de métodos no químicos, se intervendrá en el momento en el que comiencen a emerger los tallos del suelo, destruyéndolos antes de que florezcan y produzcan semilla viable. Es importante retirar y destruir las plantas de la parcela ya que éstas pueden llegar a producir semilla aún después de haber sido extraídas de la planta a la que parasitaban. Esto sólo será viable en pequeñas superficies de cultivo o cuando el número de jopos emergidos sea reducido.

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

En la actualidad no existen técnicas de control biológico a escala comercial a disposición de los agricultores. En la bibliografía aparecen trabajos en los cuales presentan resultados de ensayos con enemigos naturales del jopo. El hongo *Fusarium oxysporum* f. sp. *orthoceras* ataca al jopo en el espacio de unión con la planta, deteniendo el desarrollo de la parásita. También, las larvas de la mosca *Phytomyza orobanchia* se alimentan de las semillas de jopo, alcanzando reducciones en algunos casos del 90% de las semillas.

Medios biotecnológicos

Una de las mejores estrategias de control es el empleo, siempre que sea posible, de especies-variedades de leguminosas con tolerancia-resistencia genética.

Medios físicos

La solarización está descrita como efectiva para la disminución del banco de semillas del patógeno en el suelo. Sin embargo, por motivos económicos, esta técnica sólo podrá ser viable en espacios reducidos (invernaderos, umbráculos), no siendo alternativa en sistemas agrícolas extensivos.

En el caso de emplearse esta técnica, se dejará el suelo lo más llano posible, buscando que la película plástica se pegue al máximo a la superficie del suelo. El plástico empleado será transparente y tendrá entre 200 y 300 galgas. La época de realización será desde julio hasta septiembre, aprovechando los meses de máximas temperaturas.

Medios químicos

A la hora de escoger una medida de control se tendrán que tener en cuenta, si las hubiera, las actuaciones prohibidas, obligatorias y recomendadas en el Reglamento Específico de Producción Integrada de leguminosas vigente en cada comunidad autónoma.

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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Bibliografía

Benítez, J.; López-Bellido, R.J.; Cuesta, M. y Bellido, K. (2005). *Medidas de control de jopo en cultivos de girasol y habas*. Vida Rural. 208: 72-75. Disponible en:

http://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/revistas/pdf_Vrural%5CVrural_2005_208_72_75.pdf

Fernández-Aparicio, M.; Moral, A.; Kharrat, M.; Rubiales, D. (2012). *Resistance against broomrapese (Orobanchae and Phelipanche spp.) in faba bean (Vicia faba) based in low induction of broomrape seed germination*. Euphytica 186: 897-905.

González-Verdejo, C. I.; Córdoba, E. M.; Fernández-Aparicio, M.; Nadal, S. (2019). *Control Integrado de Jopo (Orobanchae crenata) en Leguminosas Grano*. Consejería de Agricultura, Pesca y Desarrollo Rural, Instituto de Investigación y Formación Agraria y Pesquera, 2018. 1-13 pp. Disponible en:

<https://www.juntadeandalucia.es/agriculturaypesca/ifapa/servifapa/registro-servifapa/b417cbec-0003-4d8c-8075-905651e006d6>

López-Ráez, J.A.; Charnikhova, T.; Gómez-Roldán, V.; Matusova, R.; Kohlen, W.; De Vos, R.; Verstappen, F; Puech-Pages V.; Bécard, G.; Mulder, P.; Bouwmeester, H. (2008). *Tomato strigolactones are derived from carotenoids and their biosynthesis is promoted by phosphate starvation*. New Phytologist 178: 863-874.

Mesa, J. y García, L. (1984). *El control herbicida del jopo de las habas*. Hojas divulgadoras , Núm. 13/84 HD. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. Disponible en:

http://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd_1984_13.pdf

Sauerborn, J. (1989). *The influence of temperature on germination and attachment of the parasitic weed Orobanchae spp. On lentil and sunflower*. Angewandte Botanik 63: 543-550.







GESTIÓN INTEGRADA DE MALAS HIERBAS EN LEGUMINOSAS

Introducción

Las leguminosas de grano para consumo humano o animal: judía, garbanzo, lenteja, guisante, habas y haboncillos, altramuz, algarroba, titarros, almorta, veza, yeros, alholva, alverja y alverjón, o forrajeras (alfalfa, veza forrajera, tréboles, esparceta y zulla), pueden jugar un papel importante en las rotaciones de cultivo tanto en secano como en regadío en los próximos años debido a las medidas obligatorias aprobadas para el cumplimiento del "greening" o pago verde, o por su interés en los ecoesquemas previstos en la futura PAC.

El rasgo principal de las leguminosas frente a las malas hierbas es que compiten mal con ellas, ya que generalmente se trata de especies de escaso vigor. No obstante, aquellas especies que son plurianuales y se siegan, a menudo cubren bien el suelo, especialmente en suelos fértiles y con disponibilidad de agua. Por otra parte, son cultivos que pueden ayudar a romper el ciclo de desarrollo de las poblaciones de malas hierbas, formando parte indisoluble de la rotación con cereales, ya que, por ejemplo, en leguminosas es posible realizar tratamientos eficaces antigramíneos y, por tanto, son una ayuda muy importante en la gestión integrada, si se introducen en el conjunto de una rotación de cultivos.

Muchos de estos cultivos se pueden sembrar en líneas y los métodos mecánicos de control pueden ser muy eficientes cuando se aplican entre líneas, teniendo una densidad de cultivo adecuada. Se puede utilizar la grada de varillas flexibles, que es eficaz cuando el cultivo está más desarrollado y/o enraizado que las malas hierbas.

Respecto a la afectación por malas hierbas, es muy importante la integración de las distintas estrategias para conseguir un control eficaz, constituyendo las técnicas culturales, en concreto las rotaciones y la fecha de siembra, así como el modo de realizarla, un factor fundamental para una gestión eficiente.

Las siembras de otoño normalmente se ven más afectadas por la presencia de malas hierbas, (el guisante se considera una de las especies con menor vigor inicial y por tanto poco competitivo en etapas iniciales) mientras que las de primavera permiten una instalación más rápida del cultivo y una mayor competitividad. La siembra, debe hacerse sobre un terreno muy preparado y la semilla debe depositarse a la profundidad adecuada, en especial para aquellas semillas que son de tamaño pequeño. Es conveniente que el cultivo de leguminosas, sea la cabecera de una rotación que mantenga la parcela lo más limpia posible.

Para la instalación del cultivo debe asegurarse una temperatura adecuada, una humedad suficiente y evitar los fríos invernales antes del desarrollo de las primeras hojas. El objetivo es conseguir que la instalación sea rápida, uniforme y que el desarrollo posterior se produzca en el menor tiempo posible. Dado que la competitividad con otras especies es baja, la parcela debe estar lo más limpia posible, u opcionalmente, retrasar la siembra de manera que se pueda proceder a la limpieza de la misma.

Las malas hierbas más comunes en leguminosas, aun siendo la flora que les afecta muy variable a lo largo de la geografía española, agrupadas según el grupo al que pertenecen (monocotiledónea o dicotiledónea), la época del año en la que germinan (primavera-verano, otoño-invierno) y su ciclo (anual, plurianual), son:

ESPECIES FRECUENTES EN LOS CULTIVOS DE LEGUMINOSAS		
Anuales Invierno	Anuales Verano	Plurianuales
Dicotiledóneas		
<i>Anacyclus clavatus</i> <i>Capsella bursa-pastoris</i> <i>Fumaria</i> spp. <i>Galium</i> spp. <i>Lactuca serriola</i> <i>Papaver</i> spp. <i>Rapistrum rugosum</i> <i>Senecio</i> spp. <i>Sinapis arvensis</i> <i>Sonchus oleraceus</i>	<i>Abutilon theophrasti</i> <i>Amaranthus</i> spp. <i>Atriplex patula</i> <i>Chenopodium</i> spp. <i>Cuscuta</i> spp. <i>Datura stramonium</i> <i>Galinsoga parviflora</i> <i>Salsola kali</i> <i>Solanum</i> spp. <i>Xanthium</i> spp.	<i>Cichorium intybus</i> <i>Cirsium arvense</i> <i>Chondrilla juncea</i>
Monocotiledóneas		
<i>Avena sterilis</i> <i>Bromus</i> spp. <i>Lolium rigidum</i> <i>Phalaris minor</i>	<i>Digitaria sanguinalis</i> <i>Echinochloa crus-galli</i> <i>Setaria viridis</i>	<i>Cynodon dactylon</i>

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

Realizar una estimación visual de la densidad de malas hierbas en plantas por metro cuadrado o bien en porcentaje de recubrimiento de la superficie. Para realizar esta estimación deberá hacerse un recorrido representativo del terreno. Asimismo, debe determinarse con precisión el estado fenológico en que se encuentran, ya que condiciona la eficacia del método de control.

Periodo crítico

El periodo crítico, entendido como el periodo de tiempo en que el cultivo ha de estar exento de vegetación que interfiera con su desarrollo, en el caso de las leguminosas es el que coincide con las primeras fases de crecimiento. Hasta que el cultivo se encuentre bien instalado en el campo es fundamental conseguir un buen control de las malas hierbas que pudieran aparecer. En cultivos que tengan un crecimiento más lento se contemplará la posibilidad de hacer una siembra a una densidad más elevada de lo habitual para que el cultivo compita lo suficiente.

Umbral/Momento de intervención

En lo que se refiere al momento de actuación, hay que diferenciar entre especies anuales o perennes y su momento más vulnerable.

En el caso de las malas hierbas anuales, la mayoría de métodos de control (químicos o mecánicos) son mucho más eficaces sobre malas hierbas en los primeros estadios de desarrollo; plantas sólo con cotiledones y/o primeras hojas verdaderas son mucho más vulnerables. Aunque realizar tratamientos muy tempranos puede implicar la necesidad de hacer otros para controlar emergencias posteriores, suele ser mejor opción que realizar uno más tardío, con mal control que además no evite la competencia. Excepcionalmente, se pueden tratar algunas gramíneas con éxito aun en estado de ahijado, pero cuando se trata de poblaciones que han recibido muchos tratamientos herbicidas, se recomienda actuar lo antes posible. En cultivos en línea, también es

posible controlar malas hierbas relativamente desarrolladas, entre las filas, mediante, por ejemplo, un cultivador adaptado para realizar las binas.

En el caso de especies perennes el manejo es distinto. Normalmente el control químico se recomienda al inicio de la brotación, pero también al final del ciclo de la mala hierba ya que es cuando la planta está moviendo reservas a la parte subterránea y, por tanto, los herbicidas se traslocarán con mayor facilidad a esta parte que es la que nos interesa eliminar.

El umbral de actuación, es decir, la densidad de malas hierbas a partir de la cual se debe actuar para controlarlas, se estima, de forma general, que es 5 plantas/m² o 2 % de cobertura de la superficie. Estos datos son orientativos y deben adaptarse a cada situación de cultivo y el método de control empleado. Conviene remarcar que las actuaciones se deben iniciar precozmente, evitando las actuaciones tardías.

Medidas de control

Medidas de prevención y/o alternativas al control químico

El empleo de las medidas de prevención y/o métodos de control culturales requiere un conocimiento mínimo de las especies que infestan la parcela, al menos las dos o tres principales. De estas especies dependerá la elección del sistema de manejo. Las malas hierbas están adaptadas al estrés, por tanto, debe actuarse con la máxima cautela: se trata de romper el ciclo de desarrollo de las malas hierbas, eliminar las plantas presentes, y realizar este control repetidamente. Todo ello sin dejar de producir, que es el objetivo de la explotación agrícola.

Método de control	Observaciones
Rotación	En general tiene una eficacia alta. Sin embargo, debe realizarse de manera que rompa el ciclo de desarrollo de las malas hierbas, por lo que deberán elegirse cultivos con momentos de siembra distintos a los del resto de cultivos de la rotación.
Barbecho	Será eficaz cuando se laboree el suelo en otoño-invierno para estimular la nascencia de las semillas del suelo. Una vez nacidas las plantas se deberá actuar contra ellas de manera mecánica o químicamente antes de que generen semilla.
Fecha de siembra	Será más eficaz cuanto más se retrase y, si es posible, deberá combinarse con falsas siembras. Hay que buscar el equilibrio entre retrasar la siembra y obtener un menor rendimiento y la posibilidad que esto nos brinda para eliminar ciertas especies. Si tenemos un problema grave de especies de germinación otoñal deberíamos recurrir a retrasar la siembra o incluso a realizar una siembra primaveral para poder controlar estas especies. El conocimiento de la biología de las especies infestantes es primordial para que la técnica tenga éxito. Excepcionalmente un adelanto de la siembra puede ser útil si conseguimos que el cultivo cubra pronto el suelo dejando con menos espacio a las especies invasoras.
Uso de semilla certificada	Se pretenden evitar infestaciones indeseadas. Se dan casos de infestaciones graves, por ejemplo, de cuscuta. Esta es una especie de difícil manejo y con pocos herbicidas registrados y/o eficaces para su control.
Siega en verde	Se introducen en las rotaciones leguminosas para abono en verde para eliminar infestaciones de malas hierbas pero se han dado casos en los que no se ha podido realizar este manejo antes de que se formen las semillas de las malas hierbas debido a las condiciones requeridas por las ayudas. El banco de semillas aumentará por lo que hay que tener en cuenta esta situación particular antes de elegir cultivo.

Método de control	Técnica	Observaciones
Control mecánico	Vertedera	El laboreo es útil para controlar malas hierbas de semilla pequeña, de germinación superficial y que no tengan latencia. Por lo general, se deberá realizar sólo un pase de labor para enterrar la semilla y no repetirla hasta al cabo de varios años (tiempo variable según especie) para impedir que las semillas se mezclen en el perfil del suelo y anular el efecto del enterrado. La profundidad de enterrado vendrá determinada por el tamaño de la semilla. Algunos modelos de vertedera llevan una "raedera" que echa los primeros cm de suelo al fondo del surco, con lo que la eficacia aumenta. Sobre malas hierbas vivaces o rizomatosas su labor también puede ser interesante si conseguimos poner en superficie los propágulos para que se hielan en invierno o se des sequen en verano. Hay que tener en cuenta su elevado coste energético y de tiempo y que aumenta los riesgos de erosión.
	Cultivador	En barbechos puede eliminar malas hierbas anuales desarrolladas con eficacia elevada pero el apero debe estar bien regulado y equilibrado para que voltee completamente.
	Grada de varillas	En la mayoría de estos cultivos se puede utilizar la grada de varillas flexibles, la cual es muy eficaz y selectiva cuando el cultivo tiene un tamaño mayor y está más enraizado que las malas hierbas. Con este apero si es fundamental que las malas hierbas estén en estado de cotiledón/ primeras hojas verdaderas. Su eficacia desciende bruscamente con plantas más desarrolladas. Con gramíneas el control debe ser todavía más temprano, y aun así es peor debido al sistema radicular fasciculado de éstas. En infestaciones de malas hierbas cuya germinación se estimula al remover el suelo (<i>Amaranthus</i> spp., <i>Chenopodium</i> spp.) este apero puede inducir nuevas emergencias. Con esta herramienta el control es nulo sobre especies perennes.

Medios químicos

Si bien los herbicidas selectivos de leguminosas no son muy abundantes, 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, Pesca y Alimentación, a consultar en la dirección web:

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

Es necesario minimizar el posible impacto medioambiental derivado del uso de herbicidas con el respeto estricto de las instrucciones, épocas y dosis de aplicación recomendadas por el fabricante. Además, para evitar riesgos sobre la salud del personal que realiza la aplicación, es imprescindible emplear equipos de protección adaptados al producto aplicado.

Para controlar malas hierbas de hoja ancha será más difícil encontrar herbicidas selectivos y eficaces, al tratarse también de cultivos dicotiledóneos, por lo que las opciones de tratamiento químico serán escasas.

Al contrario que en el caso de las dicotiledóneas, si tenemos una infestación de monocotiledóneas tras, por ejemplo, haber cultivado cereal, la instalación de leguminosas puede facilitar la escarda con herbicidas, por lo que se debe aprovechar la ocasión para limpiar la parcela de arvenses gramíneas.

Finalmente, con el fin de evitar la aparición de resistencias a herbicidas, conviene diversificar al máximo los medios de control utilizados, alternar herbicidas con distintos modos de acción y aplicar los principios de gestión de poblaciones resistentes.

Bibliografía

- Aizpuru, I.; Aseguinolaza, C.; Uribe-Echevarría, P. M.; Urrutia, P. y Zorrakín, I. (1999). *Claves ilustradas de la flora del País Vasco y territorios limítrofes*. Ed. Servicio Central de Publicaciones del Gobierno Vasco.
- Bonnier G.; De Layens, G. (1993). *Claves para la determinación de plantas vasculares*. Ed. Omega.
- Castroviejo, S. (coord. Gen.). (1986-2012). *Flora Ibérica*. 1-8, 10-15, 17-18. 21. Ed. Real Jardín Botánico, CSIC (Consejo Superior de Investigaciones Científicas).
- Ceballos, A. (1986). *Diccionario ilustrado de los nombres vernáculos de las plantas en España*. Ed. ICONA (Instituto para la Conservación de la Naturaleza).
- Cirujeda, A.; Aibar, J.; León, M. y Zaragoza, C. (2013). *La cara amable de las malas hierbas*. Ed. CITA (Centro de Investigación y Tecnología de Aragón).
- Devesa, J.A. (1995). *Vegetación y flora de Extremadura*. Ed. Universitas D.L.
- Fernández, C.; Garrido, M. y Zaragoza, C. (1999). *Control integrado de malas hierbas*. Buenas prácticas agrícolas. Ed. Phytoma España.
- García, L. y Fernández, C. (1991). *Fundamentos sobre las malas hierbas y herbicidas*. Ed. Mundi Prensa.
- Hanf, M. (1983). *Les adventices et leurs plantules*. Ed. La Maison Rustique.
- Häfliger, H. y Brun-Hool, J. (1975). *Tablas Ciba Geigy de malas hierbas*. Ed. Ciba-Geigy.
- Häfliger, H. y Brun-Hool, J. (1971). *Comunidades de malas hierbas de Europa*. Ed. Ciba-Geigy.
- Institució Catalana d'estudis agraris. (1983). *Manual de les males herbes dels conreus de Catalunya*. Ed. Obra social de la Caja de Pensiones.
- Klapp, E. (1986). *Manual de las gramíneas*. Ed. Omega.
- Recasens, J. y Conesa, J. A. (2009). *Malas hierbas en plántula. Guía de identificación*. Ed. Bayer Cropscience y Universidad de Lérida.
- Reinoso, B.; Herrero, L.; Sáez, R. y Campelo, M.P. (2014). *Colección de flora arvense de la provincia de León*. Ed. Universidad de León.
- Ruggeri, D. y Rigotti, L. (1991). *Tablas de reconocimiento de las principales malas hierbas de los cultivos*. Ed. Du Pont Ibérica.
- Sans, F.; Serra, X. y Fernández Quintanilla, C. (1999). *Biología de las malas hierbas de España*. Phytoma España y Sociedad Española de Malherbología.
- Santamarina, M.P. y Roselló, J. 2009. *Botánica agrícola. Para el medio rural*. Ed. Phytoma.
- Torres, A.M.; Rubio, J.; Saavedra, M.; Ávila, C.M. y Alcántara, C. (2015). *Oportunidades de las Leguminosas ante la Nueva PAC (2014-2020)*. Córdoba. Consejería de Agricultura, Pesca y Desarrollo Rural, Instituto de Investigación y Formación Agraria y Pesquera,. 1-26 p. -
- Viggiani, P. (1991). *Erbe spontanee e infestanti: tecniche di riconoscimento. (Dicotiledoni)*. Ed. Edagricole.
- Viggiani, P. y Angelini, R. (2002). *Erbe spontanee e infestanti: tecniche di riconoscimento. (Graminaceae)*. Ed. Edagricole.
- Villarias, J.L. (2006). *Atlas de malas hierbas*. Ed. Mundi Prensa.

Bibliografía digital

- Castroviejo, S. et al. (Eds.) (2014). *Flora Ibérica*. Ed. Real Jardín Botánico. Disponible en: <http://www.floraiberica.es/index.php>
- Infloweb. Página web en la que se describen las principales malezas que se encuentran en los principales cultivos franceses. Disponible en: <http://www.infloweb.fr/>

Menéndez, J.L. y Oliveros Pérez, J. (2014). Flora de la Cornisa Cantábrica. Disponible en:
<https://www.asturnatura.com/asturnaturaDB/Flora/Flora.php>

Peralta de Andrés, J. y Royuela-Hernando, M. (2011). Herbario de la Universidad Pública de Navarra. Disponible en:
<http://www.unavarra.es/herbario/>

Ruiz de Arcaute, R. (2017) Leguminosas de grano en extensivo ecológico. 5º Simposium de Producción Agroalimentaria Ecológica. Manresa. Disponible en:
http://pae.gencat.cat/web/.content/al_alimentacio/al01_pae/07_formacio/presentacions-simposis/05-extensius/fitxers-binaris/dia-2-3.-RRuizArcaute_Leguminosas.pdf

Syngenta. Malas hierbas e identificador. Disponible en:
<https://www.syngenta.es/plagas-enfermedades-y-malas-hierbas>

Dicotiledóneas anuales

Abutilon theophrasti Medik (ABUTILÓN)



1. Plántula



2. Planta adulta

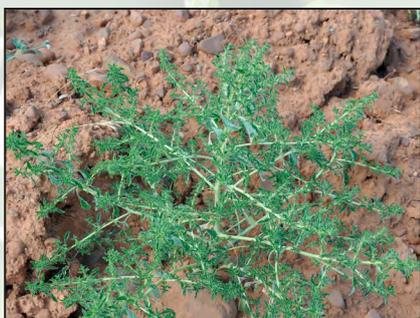


3. Detalle de flor

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

Amaranthus spp. (BLEDO)

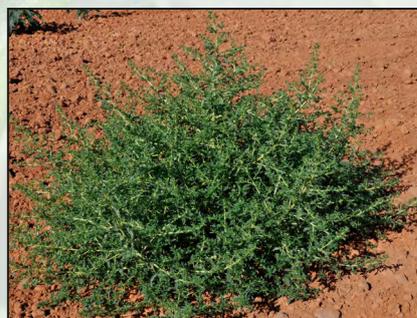
Amaranthus albus L.



1. Planta joven

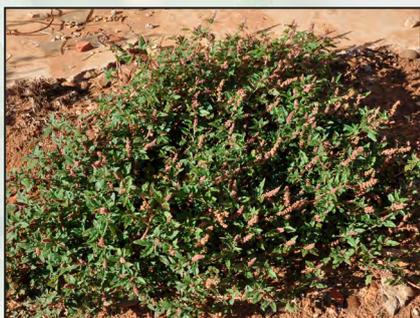


2. Detalle de brotes



3. Planta adulta

Amaranthus deflexus L.



4. Planta adulta



5. Planta adulta



6. Detalle de floración

Amaranthus retroflexus L.



7. Plantas en distintos estados de crecimiento



8. Planta adulta en floración



9. Detalle de inflorescencias

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León (1 a 8), Unidad de Protección Vegetal, Centro de Investigación y Tecnología Agroalimentaria de Aragón (9)

Anacyclus clavatus (Desf.) Pers. (PANICOSTO, MARGARITA SILVESTRE)

Especie frecuente en campos con mínimo laboreo, por lo que puede aparecer en un segundo año en un cultivo de leguminosa. En cultivos anuales no es habitual.



1. Plántula



2. Planta en floración



3. Detalle de flor

Fotografías: Unidad de Protección Vegetal, Centro de Investigación y Tecnología Agroalimentaria de Aragón

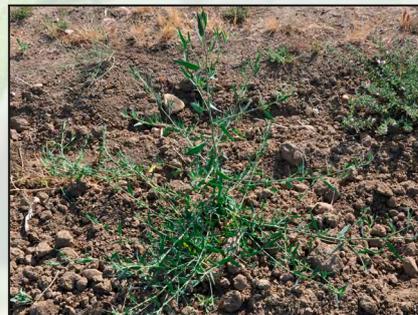
Atriplex patula L. (ARMUELLE SILVESTRE)



1. Plántula, primeras hojas



2. Planta



3. Planta

Fotografías: Unidad de Protección Vegetal, Centro de Investigación y Tecnología Agroalimentaria de Aragón (1), Bonifacio Reinoso, Universidad de León (2 y 3)

Capsella bursa-pastoris (L.) Medicus (BOLSA DE PASTOR)



1. Plántula, primeras hojas



2. Planta en floración



3. Detalle de inflorescencias

Fotografías: Unidad de Protección Vegetal, Centro de Investigación y Tecnología Agroalimentaria de Aragón (1), Bonifacio Reinoso, Universidad de León (2), Miguel del Corro Toro (3)

***Chenopodium* spp. (CENIZO)**

Con infestaciones de estas especies es previsible que haya dificultad de manejo si se quiere cultivar una especie anual de verano como la soja o la judía.

***Chenopodium album* L.**



1. Plántula en primeras hojas



2. Planta adulta



3. Inflorescencia

***Chenopodium opulifolium* Schrader & Koch**



4. Planta adulta



5. Plantas adultas

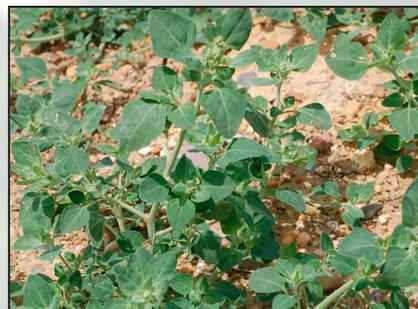
***Chenopodium vulvaria* L.**



6. Plántula con primeras hojas desarrolladas



7. Planta joven



8. Planta adulta en floración

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León (1 y 4 a 8), Andreu Taberner Palou (2), Miguel del Corro Toro (3)

***Cuscuta* spp. (CUSCUTA)**



1. Tallos de cuscuta



2. Detalle de inflorescencias

Fotografías: Unidad de Protección Vegetal, Centro de Investigación y Tecnología Agroalimentaria de Aragón

***Datura stramonium* L. (ESTRAMONIO, HIGUERA DEL INFIERNO)**



1. Plántula con primeras hojas formadas



2. Planta adulta



3. Detalle de floración

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Fumaria* spp. (PALOMILLA, CONEJILLOS)**

***Fumaria capreolata* L.**



1. Planta adulta



2. Planta adulta en floración



3. Detalle de flores en racimo

***Fumaria officinalis* L.**



4. Planta joven



5. Planta joven



6. Planta adulta en floración

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Galinsoga parviflora* (Rafin.) S.F. Blake. (GALINSOGA, MODERNA, SOLDADITO GALANTE)**



1. Plántulas en distinto estado de desarrollo



2. Planta joven



3. Planta adulta en floración

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Galium* spp. (AMOR DEL HORTELANO, LAPA)**

G. aparine y *G. tricornutum* son dos especies que tienden a trepar sobre plantas que se comportan como tutor, tanto en cereal como en leguminosas, por ello puede dificultar la cosecha o la siega. *G. aparine* crece en ambientes con más humedad o en regadío en zonas más cálidas.

***Galium aparine* L.**



1. Plántula



2. Planta joven

***Galium tricornutum* Dandy**



3. Plántula



4. Detalle de planta joven

Fotografías: Unidad de Protección Vegetal, Centro de Investigación y Tecnología Agroalimentaria de Aragón

***Lactuca serriola* L. (LECHUGA SILVESTRE)**



1. Planta con primeras hojas formadas



2. Planta adulta



3. Detalle de floración

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

Papaver spp. (AMAPOLA, ABABOL)

Afecta a leguminosas de siembra otoñal. Es muy difícil de controlar ya que hay muy pocas herbicidas disponibles para malas hierbas dicotiledóneas en cultivos también de hoja ancha. En casos de infestaciones importantes, conviene sembrar otras especies que se siegan y eviten la formación de semillas maduras, disminuyendo paulatinamente el banco de semillas de amapolas.

Si existe un banco de semillas en la parcela no es recomendable sembrar guisante o haba de invierno, pues son del mismo ciclo y la dificultad en la escarda puede ser alta.

Papaver dubium L.



1. Detalle del fruto



2. Detalle de flor



3. Planta adulta en floración

Papaver hybridum L.



4. Detalle del fruto



5. Detalle de planta en flor



6. Planta adulta en floración

Papaver rhoeas L.



7. Planta joven



8. Detalle de flor



9. Planta adulta en floración

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Rapistrum rugosum* L. Bergeret. (JARAMAGO)**

R. rugosum esta muy adaptada al laboreo y puede emerger con fuerza en leguminosas. Al igual que las amapolas, son difíciles de controlar con herbicidas, y si existe un banco de semillas en la parcela no es recomendable sembrar guisante o haba de invierno, pues son del mismo ciclo y la dificultad en la escarda puede ser alta.



1. Plántula, primeras hojas



2. Planta joven



3. Planta adulta en flor

Fotografías: Unidad de Protección Vegetal, Centro de Investigación y Tecnología Agroalimentaria de Aragón

***Salsola kali* L. (CAPITANA)**



1. Plántula, primeras hojas



2. Planta joven



3. Planta adulta en floración

Fotografías: Unidad de Protección Vegetal, Centro de Investigación y Tecnología Agroalimentaria de Aragón

***Senecio* spp.**

***Senecio jacobaea* L. (HIERBA DE SANTIAGO)**



1. Planta joven



2. Planta adulta en floración



3. Detalle de floración

***Senecio vulgaris* L. (HIERBA CANA)**



4. Planta con primeras hojas formadas



5. Planta adulta



6. Planta adulta en floración

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Sinapis arvensis* L. (AMARILLERA, CIAPES, MOSTAZA SILVESTRE, NABIZA)**

La mostaza silvestre esta muy adaptada al laboreo y puede emerger con fuerza en leguminosas. Al igual que ocurre con las amapolas, son difíciles de controlar con herbicidas, y si existe un banco de semillas en la parcela no es recomendable sembrar guisante o haba de invierno, pues son del mismo ciclo y la dificultad en la escarda puede ser alta.



1. Plántula, primeras hojas



2. Planta adulta



3. Planta adulta en floración

Fotografías: Unidad de Protección Vegetal, Centro de Investigación y Tecnología Agroalimentaria de Aragón (1), Bonifacio Reinoso, Universidad de León (2, 3)

***Solanum* spp.**

***Solanum nigrum* L. (HIERBA MORA, TOMATITO)**



1. Plantas en distintos estados de crecimiento



2. Planta adulta en floración



3. Planta adulta con frutos

***Solanum physalifolium* Rusby**



4. Plantas en distintos estados de crecimiento



5. Planta adulta



6. Planta adulta con frutos

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Sonchus oleraceus* L. (LECHECINO, CERRAJA)**



1. Planta joven



2. Planta adulta en floración



3. Detalle de flores

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Xanthium* spp.**

***Xanthium spinosum* L. (CARRUCHERA MENOR)**



1. Plántulas con primeras hojas



2. Planta adulta



3. Detalle de infrutescencias

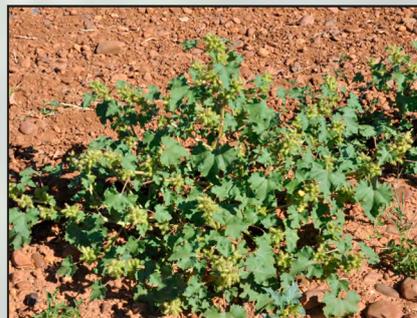
***Xanthium strumarium* L. (BARDANA MENOR, CADILLO)**



4. Plántulas



5. Planta adulta



6. Planta adulta con frutos

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

Dicotiledóneas plurianuales

Chondrilla juncea L. (ACHICORIA DULCE)



1. Plántula, primeras hojas



2. Plantas jóvenes



3. Detalle de la flor

Fotografías: Unidad de Protección Vegetal, Centro de Investigación y Tecnología Agroalimentaria de Aragón

Cichorium intybus L. (ACHICORIA)



1. Plántula, primeras hojas



2. Planta joven



3. Detalle de la flor

Fotografías: Unidad de Protección Vegetal, Centro de Investigación y Tecnología Agroalimentaria de Aragón

Cirsium arvense (L.) Scop. (CARDO)



1. Plántula, primeras hojas



2. Detalle de inflorescencias



3. Planta en floración

Fotografías: Unidad de Protección Vegetal, Centro de Investigación y Tecnología Agroalimentaria de Aragón (1 y 2), Miguel del Corro Toro (3)

Monocotiledóneas anuales

Avena sterilis L. (AVENA LOCA, BALLUECA)



1. Plántula, primeras hojas



2. Detalle de panículas

Fotografías: Instituto Navarro de Tecnologías e Infraestructuras Agroalimentarias (1), Miguel del Corro Toro (2)

Bromus spp. (BROMO)

Especie muy vulnerable al laboreo, una labor de volteo bien efectuada previa a la siembra debería reducir fuertemente su presencia .



1. Plántulas en cultivo de guisante



2. Infestación de bromo



3. Detalle de una espiga

Fotografías: Andreu Taberner Palou (1 y 2), Josep M^a Llenes Espigares (3)

Digitaria sanguinalis (L.) Scop. (PATA DE GALLINA)



1. Planta adulta



2. Detalle de inflorescencia



3. Colonización de *D. sanguinalis*

Fotografías: Andreu Taberner Palou (1), Miguel del Corro Toro (2) y Bonifacio Reinoso, Universidad de León (3)

***Echinochloa crus-galli* (L.) Beauv. (MILLARAZA, MIJERA)**



1. Planta joven



2. Planta adulta



3. Detalle de inflorescencia

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Lolium rigidum* Gaudin (VALLICO)**



1. Planta joven



2. Planta adulta



3. Detalle de la espiga

Fotografías: Unidad de Protección Vegetal, Centro de Investigación y Tecnología Agroalimentaria de Aragón

***Phalaris minor* Retz. (ALPISTE)**



1. Alpiste en 2 hojas



2. Panícula

Fotografías: Instituto Navarro de Tecnologías e Infraestructuras Agroalimentarias

***Setaria viridis* (L.) Beauv (ALMOREJO)**



1. Plantas adultas



2. Detalle de la inflorescencia

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

Monocotiledóneas plurianuales

Cynodon dactylon (L.) Pers. (GRAMA COMÚN)



1. Planta joven



2. Plantas adultas



3. Detalle de inflorescencias

Fotografías: Instituto Navarro de Tecnologías e Infraestructuras Agroalimentarias (1), Miguel del Corro Toro (2)



GOBIERNO
DE ESPAÑA

MINISTERIO
DE AGRICULTURA, PESCA
Y ALIMENTACIÓN

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