

GUÍA DE GESTIÓN INTEGRADA DE PLAGAS LÚPULO



GOBIERNO
DE ESPAÑA

MINISTERIO
DE AGRICULTURA, PESCA
Y ALIMENTACIÓN

LÚPULO

GUÍA DE GESTIÓN INTEGRADA DE PLAGAS



Madrid, 2023

AGRADECIMIENTOS

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

Coordinadores

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

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

Colaboradores

Entomología, Patología y Malherbología

Alejandra J. Porteus Álvarez
*Lab. de Diagnóstico de Plagas y Enfermedades Vegetales
Universidad de León*

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

Domingo Javier López Robles
*Dpto. de Química, Área de Edafología y Química Agrícola
Universidad de Burgos*

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

Javier Ascasibar Errasti
*Axencia Galega da Calidade Alimentaria (AGACAL)
Xunta de Galicia*

Javier Fraile Marcos
S.A.T. Lúpulos de León

Jesús Collar Urquijo
*Axencia Galega da Calidade Alimentaria (AGACAL)
Xunta de Galicia*

José Antonio Magadán Marcos
Hopsteiner España S.A.

Juan Valladares Alonso
*Axencia Galega da Calidade Alimentaria (AGACAL)
Xunta de Galicia*

María Mercedes Maldonado González
*Lab. de Diagnóstico de Plagas y Enfermedades Vegetales
Universidad de León*

María Piedad Campelo Rodríguez
*Departamento de Ingeniería y Ciencias Agrarias
Universidad de León*

Pedro Antonio Casquero Luelmo
*Departamento de Ingeniería y Ciencias Agrarias
Universidad de León*

Sara Mayo Prieto
*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)*

Ángel Martín Gil
*Agencia Española de Cooperación Internacional para el
Desarrollo (AECID)*

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

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

Fotografías de Portada, Capítulos 1 a 6 y Anexos I, II y III: Bonifacio Reinoso, Universidad de León



MINISTERIO
DE AGRICULTURA, PESCA
Y ALIMENTACIÓN

Edita:

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

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

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

NIPO: 003-23-004-X (papel)
NIPO: 003-23-005-5 (línea)
ISBN: 978-84-491-1617-9
Depósito Legal: M-1567-2023

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

Catálogo de Publicaciones de la Administración General del Estado:
<https://cpage.mpr.gob.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	37
Anexo II. Especies empleadas para la definición de las Zonas de Protección	41
Anexo II. Fichas de plagas	45



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.

Para el uso de medios biológicos (organismos de control biológico, trampas y otros dispositivos de monitoreo), sólo podrán utilizarse los inscritos como aptos para su comercialización en el Registro de Determinados Medios de Defensa Fitosanitaria del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación (<https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/productos-fitosanitarios/registro-determinados-medios-de-defensa-fitosanitaria/>)

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/registro-productos/>), 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***

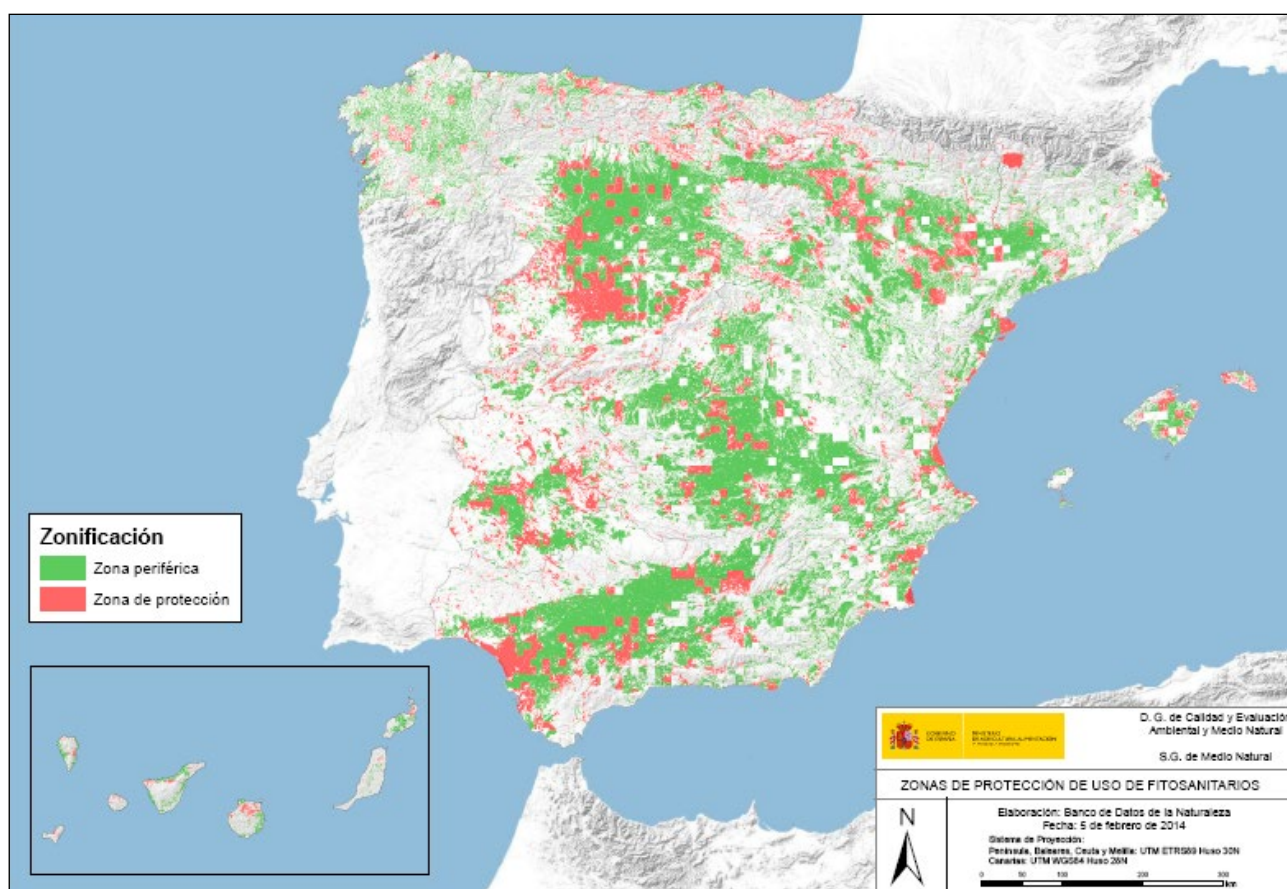




Medidas específicas para zonas de protección

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.

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

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

LISTADO DE PLAGAS



ARTRÓPODOS

	CUADRO	FICHA
ARAÑA ROJA COMÚN: <i>Tetranychus urticae</i> Koch	27	47
LEPIDÓPTERO DEFOLIADOR: <i>Xylena exsoleta</i> (Linnaeus)	27	53
LEPIDÓPTEROS NINFÁLIDOS DEFOLIADORES: <i>Aglais io</i> (Linnaeus) y <i>Polygonia c-album</i> (Linnaeus).....	28	57
PULGÓN DEL LÚPULO: <i>Phorodon humuli</i> (Schrank)	28	63
PULGUILLA DEL LÚPULO: <i>Psylliodes attenuata</i> (Koch)	29	69

NEMATODOS, HONGOS, VIRUS Y VIROIDES

NEMATODO DE QUISTE DEL LÚPULO: <i>Heterodera humuli</i> Filipjev	30	73
ALTERNARIOSIS DEL CONO: <i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl.	30	77
FUSARIOSIS BASAL: <i>Fusarium</i> spp.....	31	81
MILDIU: <i>Pseudoperonospora humuli</i> (Miyabe & Takah.) G.W. Wilson	31	85
OÍDIO: <i>Podosphaera macularis</i> (Wallr.) U. Braun & S. Takam.....	32	91
PODREDUMBRE GRIS: <i>Botrytis cinerea</i> Pers.	32	97
VERTICILOSIS: <i>Verticillium dahliae</i> Kleb. y <i>V. nonalfalfae</i> Inderbitzin, H.W. Platt, Bostock, R.M. Davis & K.V. Subbarao.....	33	101
VIRUS: <i>Apple mosaic virus</i> , <i>Arabidopsis mosaic virus</i> , <i>Complejo Carlavirus</i> (<i>American hop latent virus</i> , <i>Hop latent virus</i> , <i>Hop mosaic virus</i>), <i>Prunus necrotic ringspot virus</i> , <i>Humulus japonicus latent virus</i>	33	107
VIROIDES: <i>Hop latent viroid</i> , <i>Hop stunt viroid</i> , <i>Citrus bark cracking viroid</i>	34	113

MALAS HIERBAS

Control de malas hierbas en el cultivo del lúpulo		119
--	--	-----

Dicotiledóneas anuales: <i>Amaranthus deflexus</i> L. (BLEDO RASTRERO), <i>Amaranthus retroflexus</i> L. (BLEDO), <i>Atriplex patula</i> L. (ARMUELLE SILVESTRE), <i>Bidens aurea</i> (Aiton) Sherff (TÉ MORUNO, FALSO TÉ), <i>Capsella bursa-pastoris</i> (L.) Medicus (BOLSA DE PASTOR, ZURRÓN DE PASTOR), <i>Chenopodium album</i> L. (CENIZO), <i>Conyza canadensis</i> (L.) Cronquist (ERIGERÓN, ZAMARRAGA), <i>Datura stramonium</i> L. (ESTRAMONIO, CASTAÑERO), <i>Epilobium brachycarpum</i> C. Presl (EPILOBIO), <i>Galinsoga parviflora</i> (Rafin.) S. F. Blake (HIERBA NUEVA, MODERNA, SOLDADITO GALANTE), <i>Lactuca serriola</i> L. (LECHUGA BORDE, LECHUGA SILVESTRE), <i>Lamium amplexicaule</i> L. (CONEJITOS, GALLITOS), <i>Papaver rhoeas</i> L. (AMAPOLA), <i>Polygonum aviculare</i> L. (CIENNUDOS, CORREGÜELA DE LOS CAMINOS), <i>Polygonum persicaria</i> L. (HIERBA PEJIGUERA, PERSICARIA), <i>Portulaca oleracea</i> L. (ENGORDAGOCHOS, VERDOLAGA), <i>Senecio vulgaris</i> L. (HIERBA CANA), <i>Solanum nigrum</i> L. (TOMATITO, UVAS DE PERRO), <i>Solanum physalifolium</i> Rusby (TOMATITO), <i>Sonchus oleraceus</i> L. (CERRAJA, LECHERINA), <i>Stellaria media</i> (L.) Vill. (HIERBA PAJARERA, PAMPLINA), <i>Urtica urens</i> L. (ORTIGA COMÚN), <i>Veronica hederifolia</i> L. (HIERBA GALLINERA), <i>Xanthium spinosum</i> L. (CACHURRERA MENOR, CARDILLO, CARDO)	35	123
---	----	-----

Dicotiledóneas plurianuales: <i>Chondrilla juncea</i> L. (ACHICORIA DULCE, LECHUGUILLA), <i>Cirsium arvense</i> (L.) Scop. (CARDO, CARDO CUNDIDOR), <i>Convolvulus arvensis</i> L. (CAMPANILLA, CORREHUELA MENOR, FALSA CORREHUELA), <i>Malva sylvestris</i> L. (MALVA COMÚN), <i>Rumex crispus</i> L. (ACEDERA MAYOR, CARBAZA, LENGUA DE VACA)	35	131
--	----	-----

Monocotiledóneas anuales: <i>Echinochloa crus-galli</i> (L.) Beauv. (PATA DE GALLO), <i>Hordeum murinum</i> L. (CEBADILLA), <i>Lolium rigidum</i> Gaudin (VALLICO), <i>Poa annua</i> L. (POA ANUAL), <i>Setaria viridis</i> (L.) Beauv. (ALMOREJO).....	35	133
Monocotiledóneas plurianuales: <i>Cynodon dactylon</i> (L.) Pers. (GRAMA COMÚN), <i>Elytrigia repens</i> (L.) Desv (GRAMA DEL NORTE).....	35	135
Pteridofitas: <i>Equisetum arvense</i> L. (COLA DE CABALLO, PENILLO).....	35	136



***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 COMUN)</p>	<p>Desde mediados o finales de mayo tomar muestras de hojas de diferentes plantas y a distintas alturas para observar la presencia de ácaros o sus síntomas</p> <p>Recoger y examinar conos en fechas próximas a la cosecha</p> <p>Anotar también la presencia de ácaros fitoseídos u otros depredadores</p>	<ul style="list-style-type: none"> Realizar una adecuada fertilización y riego (el abonado nitrogenado excesivo favorece la proliferación de ácaros) Evitar la presencia de polvo sobre las plantas (favorece el incremento de las poblaciones) Utilizar cubiertas vegetales en las calles, proporcionando un hábitat favorable para los enemigos naturales de la araña roja 	<p>No se ha determinado un umbral, si bien muchos cultivadores tratan cuando hay una media de 5 a 10 ácaros por hoja en el 20 % de las hojas examinadas o presencia de telarañas</p> <p>Posteriormente se requerirán más aplicaciones si el 10 % de las hojas tiene ácaros vivos (formas móviles)</p>	<p>Medios biológicos</p> <p>Los ácaros fitoseídos son los principales enemigos naturales de los tetránquidos; se ha determinado que no es necesario realizar tratamientos acaricidas cuando los fitoseídos están presentes en más del 50 % de las plantas afectadas</p> <p>Los fitoseídos más eficaces para el control de <i>Tetranychus</i> sp. son: <i>Amblyseius californicus</i>, <i>Amblyseius andersoni</i>, <i>Neoseiulus californicus</i> y <i>Phytoseiulus persimilis</i></p> <p>Otros enemigos naturales son los antocóridos, coccinélidos y crisopas</p>	<p>Alternar entre materias activas puesto que se han descrito resistencias a los acaricidas de uso común</p> <p>Asegurar que generaciones sucesivas de una misma población no sean tratadas con productos con el mismo modo de acción y no utilizar el mismo producto más de dos veces por campaña</p> <p>Se recomiendan volúmenes altos de caldo para cubrir todas las partes, particularmente la zona inferior de las plantas y el envés de las hojas</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>Xylea exsoleta (LEPIDÓPTERO DEFOLIADOR)</p>	<p>Vigilancia en primavera de las parcelas situadas en zonas húmedas y con abundante vegetación espontánea</p> <p>Especial atención a la presencia de plantas citadas como hospedantes (<i>Anthemis</i> sp., <i>Chrysanthemum leucanthemum</i>, <i>Euphorbia</i> sp., <i>Galium verum</i>, <i>Ononis repens</i>, <i>Rumex acetosa</i>, <i>Silene vulgaris</i>, <i>Taraxacum vulgare</i> y <i>Verbascum</i> sp., entre otras)</p>	<ul style="list-style-type: none"> Gestionar adecuadamente las plantas adventicias en las parcelas de cultivo y en las lindes El laboreo del suelo, en la calle y entre calles, en los meses de julio y agosto, destruiría las pupas enterradas, disminuyendo la población de adultos emergidos 	<p>No se han definido umbrales para esta especie</p> <p>En caso de presencia de larvas o sintomas de daños podrían realizarse aplicaciones localizadas en las plantas afectadas (es habitual un tratamiento insecticida en mayo cuando se observan orugas)</p>	<p>Medios biológicos</p> <p>Existen productos a base de nematodos entomopatógenos del género <i>Steinernema</i> que pueden actuar sobre los estadios larvarios</p> <p>Se podrán utilizar formulados a base de microorganismos entomopatógenos autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación</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>Aglais io y Polygonia c-album (LEPIDOPTEROS NINFALIDOS DEFOLIADORES)</p>	<p>Vigilancia precoz en primavera de las parcelas situadas en zonas con abundante presencia de <i>Urtica</i> sp. y con historial de daños</p>		<p>No se han definido umbrales En el caso de <i>A. io</i>, al ser larvas con un carácter muy gregario deberán realizarse aplicaciones localizadas en las plantas afectadas</p>	<p>Medios biológicos Himenópteros ichneumonídeos pueden parasitar las orugas justo antes de la pupación Algunos dípteros taquínidos, como <i>Sturmia bella</i> son parasitoides de lepidópteros ninfalidos Existen productos a base de nematodos entomopatógenos del género <i>Steinernema</i> que pueden actuar sobre los estadios larvarios Se podrán utilizar formulados a base de microorganismos entomopatógenos autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación</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>Phorodon humuli (PULGON DEL LÚPULO)</p>	<p>Colocar trampas cromotrópicas amarillas en el mes de mayo, teniendo en cuenta que <i>P. humuli</i> por debajo de 13 °C no es capaz de volar La mayor densidad de pulgones se localiza en las hojas de los tallos principales de la parte media de las plantas (2-4 m) También hay que vigilar el movimiento de pulgones, entre principios y mediados de agosto, desde las hojas a los conos Si desde mediados de julio se mantienen las temperaturas elevadas, la población suele descender bruscamente sin necesitar métodos de control El rendimiento y la calidad de la cosecha no suelen verse afectados si el nivel poblacional no se eleva durante el mes de agosto</p>	<p>• Evitar el abonado nitrogenado excesivo • Existen variedades especialmente sensibles al pulgón como H3, Chinook y, en menor medida, Eureka</p>	<p>Se suele tratar cuando se observa una media de 5 a 10 pulgones por hoja antes de floración Tras la floración es recomendable realizar una aplicación si la población ha resistido el tratamiento de junio y las condiciones climáticas son favorables</p>	<p>Medios biológicos Los principales enemigos naturales de este pulgón son los coleópteros <i>Coccinella septempunctata</i>, <i>Propylea quatuordecempunctata</i>, <i>Adalia bipunctata</i> y <i>Stethorus punctillum</i> Otros importantes enemigos naturales son crisopas, antocóridos, sírfidos, cecidómidos, trips e himenópteros parasitoides Aunque los enemigos naturales habitualmente no son capaces por sí solos de regular las poblaciones del pulgón a niveles tolerables, pueden reducir el número de tratamientos necesarios</p>	<p>Es muy importante la alternancia entre materias activas, puesto que se han descrito resistencias a los insecticidas de uso común No realizar más de una aplicación por campaña con productos con el mismo modo de acción El programa de tratamientos más efectivo es: un primer tratamiento en junio, cuando los enemigos naturales todavía no están presentes en el lúpulo, y un segundo tratamiento (si fuera necesario) entre la segunda mitad de julio y principios de agosto 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>Psylliodes attenuata (PULGUILLA DEL LUPULO)</p>	<p>Vigilancia precoz en primavera de las parcelas con historial de daños</p>		<p>No hay un umbral establecido</p>	<p>Medios biológicos Se han citado himenópteros braconidos parasitando adultos</p>	<p>Es un insecto sensible a los tratamientos insecticidas para el pulgón o las orugas defoliadoras; no representa un problema grave ya que desaparece si se realizan dichos tratamientos</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>

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>Heterodera humuli (NEMATODO DE QUISTE DEL LUPULO)</p>	<p>Es importante realizar una detección precoz, antes de la plantación, y posteriormente vigilar las parcelas anualmente, tanto para la detección de quistes, como de juveniles J2 (cuando se den condiciones óptimas de temperatura en suelo: 20 °C)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Limpieza de maquinaria y herramientas • Evitar la diseminación de los quistes mediante movimiento de tierra, agua de riego o escorrentía • Eliminar la posible flora arvense que pueda actuar como reservorio del nematodo • Utilizar planta de vivero de calidad certificada (libre de patógeno) 	<p>No se han determinado umbrales, se aconseja efectuar analíticas previo a la implantación del cultivo, vigilar la aparición de los primeros síntomas y, cuando se detecten los primeros focos, realizar analíticas de los rizomas</p>	<p>Medios biológicos Se ha descrito la existencia de suelos supresivos para nematodos (el nivel de competencia con otros microorganismos impide que ataquen a las plantas cultivadas) Utilización de microorganismos que inducen mecanismos de defensa o resistencia sistémica en el cultivo Medios biotecnológicos Utilizar variedades resistentes o tolerantes, si bien las variedades tradicionales son sensibles a esta enfermedad</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>Alternaria alternata (ALTERNARIOSIS DEL CONO)</p>	<p>Observar el cultivo cuando la humedad es alta (lluvia, rocío...) y la temperatura supera los 18 °C, especialmente si se aprecian heridas en las plantas</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Eliminar las inflorescencias y conos dañados para que no contribuyan a la dispersión del hongo • Evitar causar heridas por el manejo • Tratar de limitar los daños mecánicos por el viento • Promover la circulación de aire entre las plantas, eliminando las hojas de la parte basal de las trepas • Programar los riegos para reducir los períodos de humedad en los conos 	<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>Alternaria es sensible a las materias activas empleadas para el control del oídio, por tanto, si se ha realizado un control adecuado para el oídio es difícil observar daños de <i>Alternaria</i> 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>Fusarium spp. (FUSARIOSIS BASAL)</p>	<p>A principios de verano, en el momento de floración, observar la presencia de marchitez causada por <i>Fusarium</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> Realizar un correcto manejo del riego, evitando encharcamientos Evitar las labores culturales que puedan producir heridas en la parte basal de las plantas En suelos ácidos añadir carbonato cálcico para aumentar el pH Para el abonado nitrogenado, usar preferentemente fertilizantes nítricos frente a los amoniacales Eliminar el material vegetal infectado Desinfectar las herramientas de trabajo 	<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 No hay tratamientos autorizados Se ha descrito el uso de antagonistas como <i>Bacillus subtilis</i> y <i>Trichoderma</i> spp. para el control de <i>Fusarium</i></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>Pseudoperonospora humuli (MILDIU)</p>	<p>Prestar especial atención a la aparición de síntomas cuando las condiciones son adecuadas para el desarrollo de la enfermedad: temperatura entre 15 y 29 °C y presencia de agua libre durante 1,5 - 2 horas Los síntomas en brotes aparecen entre los 7 y los 22 días siguientes a la infección bajo un rango térmico de 9-20 °C; mientras que los foliares lo hacen entre los 3 y los 10 días posteriores con un intervalo de temperaturas de 7-28 °C</p>	<ul style="list-style-type: none"> Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado Eliminar la posible flora arvense con el fin de reducir la humedad ambiental Emplear variedades resistentes Utilizar rizomas o plantas de calidad (libres de patógenos) Realizar la poda lo más tarde posible Seleccionar trepas sanas y vigorosas Eliminar el follaje basal de las plantas (repelado), retirarlo de la parcela y destruirlo Favorecer la aireación de las plantas y la reducción de la humedad mediante laboreo del suelo entre calles, evitando el empleo de cobertura vegetal 	<p>No se ha definido un umbral, pero la aplicación de fungicidas preventivos y curativos al inicio de la primavera es fundamental para minimizar la propagación y reducir la infección sistémica de la corona</p>	<p>Medios biotecnológicos Utilizar cultivares resistentes o tolerantes: las variedades europeas como Magnum y Perte son más resistentes a la infección foliar que las americanas como Columbus o Nugget</p>	<p>Utilizar fungicidas con sistemia descendente al comienzo del ciclo de cultivo para limitar la infección de los primeros brotes, y fungicidas de contacto y penetrantes (de manera preventiva) para controlar infecciones secundarias Para prevenir la infección sistémica del rizoma realizar un tratamiento con un producto con buena capacidad de traslocación y persistente sobre los brotes que surgen antes de la parada vegetativa invernal Si es necesario repetir tratamientos, para evitar la aparición de resistencias, 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</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>Podosphaera macularis</i> (OÍDIO)</p>	<p>Prestar especial atención a la aparición de síntomas cuando las condiciones son adecuadas para el desarrollo de la enfermedad: temperaturas suaves (rango térmico entre 8 y 28 °C), elevada humedad (especialmente nocturna) y climatología nubosa</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado • Eliminar la posible flora arvense con el fin de reducir la humedad ambiental • Emplear variedades resistentes • Utilizar rizomas o plantas de calidad (libres de patógenos) • Retirar y destruir los restos de cosecha del año anterior • Realizar una fertilización adecuada • Seleccionar trepas sanas y vigorosas • Eliminar el follaje basal de las plantas (repelado) a mitad de temporada (trepas con altura de 2,5-3 metros), retirarlo de la parcela y destruirlo • Programar el riego adecuadamente, sin que sea excesivo, preferentemente mediante sistemas por goteo • Si la infección es tardía valorar la posibilidad de adelantar la cosecha a fin de minimizar los daños en los conos, si bien esta medida, en algunas variedades, podría reducir el rendimiento en la campaña actual y las siguientes 	<p>No hay un umbral definido</p> <p>Es recomendable aplicar un fungicida a finales de mayo o durante el mes de junio para controlar la infección de las hojas</p> <p>Es muy importante asegurar un control erradicante en los estadios de floración y formación del cono floral</p>	<p>Medios biológicos Existen productos fungicidas preventivos, a base de microorganismos antagonistas, autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación</p> <p>Medios biotecnológicos Utilizar cultivares resistentes o tolerantes, si bien el comportamiento de algunos de ellos, como Nugget, depende de las condiciones edafoclimáticas de la zona y de las cepas del hongo</p> <p>Las variedades Magnum y Perte son sensibles y Columbus moderadamente sensible</p>	<p>Se recurrirá a medios químicos, durante los estadios de floración e inicio del cono floral, para asegurar un control erradicante</p> <p>Si es necesario repetir el tratamiento, para evitar la aparición de resistencias, alternar productos con distintas materias activas y modos 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><i>Botrytis cinerea</i> (PODREDUMBRE GRIS)</p>	<p>Observar el cultivo cuando la humedad y la temperatura sean altas, especialmente, si se han producido heridas</p>	<p>Mejorar el flujo del aire y la llegada de luz, aumentando el espacio entre líneas y plantas, además de efectuar labores de repelado basal de las hojas</p> <p>Riego adecuado que acorte la duración de la humedad en el cono</p> <p>Minimizar los daños mecánicos y los daños causados por artrópodos</p>	<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 Existen productos fungicidas preventivos, a base de microorganismos antagonistas, autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación</p>	<p>Este hongo es sensible a determinadas materias activas empleadas para el control del oídio; en un cultivar con un control adecuado para oídio es difícil observar daños por <i>Botrytis</i></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>Verticillium dahliae</i> y <i>V. nonalfalfae</i> (VERTICILLOSIS)</p>	<p>Esta enfermedad puede manifestarse de forma suave o letal, dependiendo de la virulencia del patógeno, la sensibilidad de la variedad y los factores ecológicos</p> <p><i>V. dahliae</i> se ve favorecida por temperaturas de 21-25 °C, mientras que el óptimo térmico de <i>V. nonalfalfae</i> se encuentra entre 21-24 °C</p> <p>La incidencia de la enfermedad se asocia a una excesiva humedad del suelo</p> <p>En el caso de las cepas letales la incidencia está menos influida por condiciones climáticas</p>	<ul style="list-style-type: none"> Plantar rizomas o plantas libres de ambas especies Plantar en suelos libres del hongo Plantar variedades resistentes o tolerantes, especialmente en zonas con cepas letales: Nugget es poco resistente a las cepas no letales y bastante poco resistente a las letales; Magnum es bastante resistente a las cepas no letales y Perle menos susceptible a estas cepas Reducir las labores de cultivo Reducir el abonado nitrogenado Favorecer la riqueza biológica del suelo mediante un incremento de la materia orgánica: suelos con elevada biodiversidad propician un equilibrio ecológico que reduce la presencia de <i>Verticillium</i> Eliminar plantas adventicias sensibles a la verticilosis como <i>Portulaca</i>, <i>Xanthium</i>, <i>Amaranthus</i> y <i>Chenopodium</i> Limpieza de equipos entre parcelas para evitar la dispersión del patógeno No realizar compost con los restos de cultivo de parcelas infectadas Destruir plantas afectadas y las contiguas 	<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</p> <p>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>
<p>Apple mosaic virus, Arabis mosaic virus, Complejo Cartavirus (American hop latent virus, Hop latent virus, Hop mosaic virus), Prunus necrotic ringspot virus, Humulus japonicus latent virus (VIRUS)</p>	<p>Realizar un seguimiento continuo de la parcela para la detección de los primeros síntomas</p> <p>La rapidez en la propagación de los virus depende de la existencia de condiciones favorables para la presencia de vectores, por lo que se aconseja emplear sistemas de seguimiento de los mismos</p>	<ul style="list-style-type: none"> Eliminar el follaje basal de las plantas (repelado) Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado Eliminar la flora arvense que pueda actuar como reservorio de inóculo y/o refugio de los agentes vectores Utilizar rizomas o plantas de calidad (libres de patógenos) Si se detectan plantas infectadas, arrancarlas y destruir las fuera de la parcela Realizar un control de los vectores 			<p>Controlar los vectores de los virus</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>Hop latent viroid</i>, <i>Hop stunt viroid</i>, <i>Citrus bark cracking viroid</i> (VIROIDES)</p>	<p>Realizar un seguimiento continuo de la parcela para la detección de los primeros síntomas</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado • Eliminar la flora arvense que pueda actuar como reservorio de inóculo • Utilizar rizomas o plantas de calidad (libres de patógenos) • Si se detectan plantas infectadas, arrancarlas y destruirlas fuera de la parcela 			<p>No se conoce la existencia de medios químicos para los viroides, ni se ha descrito hasta la fecha su transmisión por vectores</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

Medios químicos	Medidas alternativas al control químico	Umbral/Momento de intervención	Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo	Malas hierbas
<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>Realizar los tratamientos de postemergencia en los primeros estadios de desarrollo, actuando en los momentos de mayor sensibilidad de la mala hierba</p> <p>Intentar que no se desarrolle resistencia importante a algunos herbicidas. Para ello, diversificar al máximo los métodos de control y aplicar los principios de gestión de poblaciones resistentes (ej. no utilizar siempre la misma materia activa)</p> <p>Particularidades:</p> <ul style="list-style-type: none"> • <i>Conyza</i> spp.: Elegir el momento más vulnerable para la planta, aunque ello suponga actuar varias veces en la campaña • Para cada herbicida, comprobar si la adición de aceites podría mejorar la actividad de éste • <i>Equisetum arvense</i>: Es insensible a la mayoría de herbicidas de amplio espectro, el uso de éstos, podría dejar la superficie del suelo con menor cantidad de vegetación y más apio para el crecimiento de <i>Equisetum</i> • <i>Lolium rigidum</i>: Su momento de actuación varía entre dos hojas y pleno ahijado • Se pueden utilizar herbicidas específicos para el control de gramíneas, así como herbicidas no selectivos en aplicaciones dirigidas • Gramíneas anuales: Incluir antigramíneas específicas, si bien existen marcadas diferencias de sensibilidad entre especies frente a las diferentes materias activas autorizadas • Dicotiledóneas anuales: El momento de mayor sensibilidad es en el estado de cotiledones, sin embargo, para el uso de algunos herbicidas, la mala hierba debe estar desarrollada y en crecimiento activo 	<p>En nuevas plantaciones:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Realizar un laboreo superficial previo a la plantación. El laboreo entierra semillas, destruye y lleva rizomas a la superficie, agotando los órganos de reserva del aparato subterráneo <p>En plantaciones establecidas:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Controlar durante la operación de poda anual, mediante siega o de forma manual, todas las malas hierbas que se hayan desarrollado y hayan resistido al invierno (<i>Poa</i>, <i>Serenecio</i>, <i>Sonchus</i>, <i>Stellaria</i>, <i>Veronica</i> y otras) • Utilizar en las calles vegetación espontánea o sembrada como cubierta vegetal, su control se realizará mediante laboreo con cultivador • A principios de verano, mediante labores de cultivador, eliminar las malas hierbas que se hayan desarrollado en las calles de la plantación • Realizar siegas para evitar la fructificación, medida imprescindible por ejemplo en las especies de <i>Conyza</i>. Hay otras que pueden llegar a fructificar por debajo de la altura de corte, como <i>Portulaca oleracea</i> y varias gramíneas anuales • Después de la recolección, posibilitar el pastoreo de ganado ovino, para eliminar malas hierbas y evitar la formación de semillas • Vigilar la posible dispersión de propágulos a través de la maquinaria, el agua de riego, el ganado o los estiércoles • Arrancar las plantas a mano, a veces es la única alternativa en las inmediaciones del rizoma, tallos, zonas de riego localizado, etc. <p>En general:</p> <p>La colocación de cubiertas inertes, como paja (mulching), impide el desarrollo de muchas malas hierbas anuales</p>	<p>No hay un umbral definido, en general, el momento de mayor sensibilidad de la mala hierba se produce en los primeros estadios de su desarrollo</p> <p>La densidad de vegetación presente comienza a ser importante a partir de:</p> <ul style="list-style-type: none"> - En anuales: 5 plantas/m² o un 2 % de cobertura de la superficie - En plurianuales: 2 % de cobertura de la superficie <p>(Estos datos son orientativos, deben adaptarse a cada situación de cultivo y método de control empleado)</p> <p>Actuar siempre antes de su floración para evitar la producción de una gran cantidad de semillas</p> <p>Especialmente crítico en plantaciones jóvenes, al competir por espacio y agua</p> <p>Algunas malas hierbas son críticas en verano, época de mayor calor y competencia, como por ejemplo <i>Portulaca</i></p>	<p>Observación visual de la parcela para estimar la densidad de plantas. Realizar un recorrido homogéneo diferenciando la vegetación de las calles:</p> <ul style="list-style-type: none"> - Anuales: Estimar la densidad de plantas por m² o en porcentaje de cubrimiento de la superficie - Plurianuales: Estimación en porcentaje (%) de la superficie cubierta <p>Debe tenerse en cuenta el posible efecto beneficioso de la cubierta vegetal para el control de plagas, la presencia de polinizadores u otros aspectos positivos como el control de la erosión y la mejora estructural del suelo</p> <p>Identificar el estado fenológico de la mala hierba para determinar el método de control más adecuado, así como el momento idóneo para intervenir</p> <p>El periodo crítico para el cultivo generalmente coincide con los primeros estadios de desarrollo, sobre todo en el periodo entre brotación y posterior desarrollo del cultivo</p>	<p>Dicotiledóneas anuales:</p> <p><i>Amaranthus deflexus</i> <i>Amaranthus retroflexus</i> <i>Atriplex patula</i> <i>Bidens aurea</i> <i>Capsella bursa-pastoris</i> <i>Chenopodium album</i> <i>Conyza canadensis</i> <i>Datura stramonium</i> <i>Epilobium brachycarpum</i> <i>Galinisoga parviflora</i> <i>Lactuca scariola</i> <i>Lamium amplexicaule</i> <i>Papaver rhoeas</i> <i>Polygonum aviculare</i> <i>Polygonum persicaria</i> <i>Portulaca oleracea</i> <i>Serenecio vulgaris</i> <i>Solanum nigrum</i> <i>Solanum physalifolium</i> <i>Sonchus oleraceus</i> <i>Stellaria media</i> <i>Urtica urens</i> <i>Veronica hederifolia</i> <i>Xanthium spinosum</i></p> <p>Dicotiledóneas plurianuales:</p> <p><i>Chondrilla juncea</i> <i>Cirsium arvense</i> <i>Convolvulus arvensis</i> <i>Malva sylvestris</i> <i>Rumex crispus</i></p> <p>Gramíneas anuales:</p> <p><i>Echinochloa crus-galli</i> <i>Hordeum murinum</i> <i>Lolium rigidum</i> <i>Poa annua</i> <i>Setaria viridis</i></p> <p>Gramíneas plurianuales:</p> <p><i>Cynodon dactylon</i> <i>Elytrigia repens</i></p> <p>Pteridofitas:</p> <p><i>Equisetum arvense</i></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>Anaecypris 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 pyrenaeus*); *Astragalus nitidiflorus*; Cancelillo (*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*); Alfirelillo de Sierra Nevada (*Erodium rupicola*); Tabaiba amarilla de Tenerife (*Euphorbia bourgeauana*); Lleterera (*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 maculates*); 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





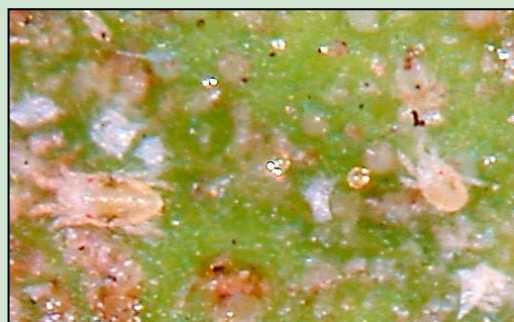
Tetranychus urticae Koch (ARAÑA ROJA COMÚN)



1. Hembra adulta de *T. urticae*



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



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



4. Plantación atacada: pardeamiento y secado de trepas



5. Detalle de los daños en trepas



6. Hoja atacada



7. Daños en hoja: punteaduras y clorosis en el haz



8. Daños en hoja: clorosis y presencia de hilos en el envés



9. Detalle de daños en el envés de las hojas



10. Daños en conos: pardeamiento y secado



11. Detalle de daños en conos

Fotografías: M. Piedad Campelo, Universidad de León (1 a 3), Bonifacio Reinoso, Universidad de León (4, 5, 6, 9, 10 y 11), Alicia Lorenzana, Universidad de León (7 y 8)

Descripción

Tetranychus urticae es una plaga polífaga que causa daños de importancia económica en el lúpulo y en otros muchos cultivos agrícolas y plantas ornamentales. Se distribuye por todo el mundo, tanto en cultivos al aire libre como en invernadero.

Se trata de un ácaro tetraníquido que en estado adulto tiene un tamaño entre 0,4 y 0,6 mm, y una coloración que varía entre amarillo, verdoso y rojizo. Esta variabilidad se relaciona con el sexo (machos de color más claro que las hembras), la edad (formas juveniles más claras), el clima, la época del año y el sustrato sobre el que se alimenten. Presentan siempre en el idiosoma dos grandes manchas oscuras en posición dorso lateral, muy visibles en los individuos de color claro.

Existe un claro dimorfismo sexual que afecta 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.

Tiene un ciclo de desarrollo muy rápido. Tras la eclosión, los ácaros pasan por tres estadios inmaduros móviles (larva, protoninfa y deutoninfa), emergiendo el adulto tras la última muda. En zonas con inviernos suaves pueden estar sucediéndose las generaciones ininterrumpidamente durante todo el año (aunque de forma más lenta). En regiones más frías entra en diapausa como hembra adulta cerca de la superficie del suelo, sobre restos de plantas o en el propio rizoma del lúpulo. Pueden tener de 6 a 8 generaciones anuales.

Las colonias, generalmente en el envés de las hojas, se cubren con hilos de seda abundantes que les protegen de condiciones climáticas desfavorables y de los enemigos naturales, dificultando además la penetración de los acaricidas.

Síntomas y daños

T. urticae daña las plantas de lúpulo al alimentarse de hojas y conos a través de los quelíceros (piezas bucales con forma de estilete), con los que absorbe los contenidos celulares hasta vaciar las células. Por ello, en el haz de las hojas se observan pequeñas manchas blanquecinas que terminan por confluir en áreas bronceadas difusas. La actividad fotosintética y la transpiración disminuyen, secando las hojas y pudiendo originar una completa defoliación de la planta en ataques severos, los cuales se ven favorecidos con tiempo cálido y seco.

La alimentación de la araña roja sobre los conos causa los mayores daños económicos. Los conos se decoloran y posteriormente adquieren un tono rojizo, se secan y se vuelven frágiles, reduciendo el rendimiento tanto en cantidad como en calidad, pudiendo llegar a una pérdida total de la cosecha.

La presencia de "telas de araña" en el envés de las hojas e incluso sobre toda la planta es un signo característico de los ataques de *Tetranychus* spp.

Se ha documentado que la alimentación de estos ácaros en hojas y conos, al final de la estación, reduce el contenido de alfa-ácidos. La calidad visual de los conos también se ve reducida por la presencia de esta plaga, depreciando aún más el producto.

Periodo crítico para el cultivo

Los ataques más frecuentes en lúpulo se producen durante los meses más calurosos del verano (julio y agosto), cuando las poblaciones pueden aumentar rápidamente. Se cree que la alimentación de los ácaros antes de mediados de julio origina pocas pérdidas de cosecha, tanto por cantidad como por calidad; sin embargo, si ocurre durante el mes de agosto, incluso con poblaciones relativamente bajas, puede reducirse tanto el rendimiento como el contenido de alfa-ácidos.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Es fundamental realizar un seguimiento adecuado de *T. urticae* debido a su alto potencial reproductivo, especialmente en condiciones de temperatura elevada y baja humedad relativa. 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.

Desde mediados o finales de mayo se deberían tomar muestras de hojas de diferentes plantas y a distintas alturas para observar la presencia de ácaros o sus síntomas. A medida que se aproxime la fecha de la cosecha se deberían recoger y examinar también conos. En los muestreos se anotará igualmente la presencia de ácaros fitoseidos u otros depredadores.

Medidas de prevención y/o culturales

Reducir el estrés de las plantas con una adecuada fertilización y riego. El abonado nitrogenado excesivo favorece la proliferación de ácaros.

Evitar la presencia de polvo sobre las plantas, lo cual favorece el incremento de las poblaciones. Con este fin se puede, entre otras medidas, utilizar cubiertas vegetales en las calles, proporcionando además de este modo un hábitat favorable para los enemigos naturales de la araña.

Umbral/Momento de intervención

No se ha determinado un umbral económico de tratamiento para la araña roja en lúpulo, si bien muchos cultivadores tratan cuando hay una media de 5 a 10 ácaros por hoja en el 20 % de las hojas examinadas o presencia de telarañas. Posteriormente se requerirán más aplicaciones si el 10 % de las hojas tienen ácaros vivos (formas móviles).

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 el lúpulo se ha demostrado que preservar a los enemigos naturales de la araña roja con las prácticas adecuadas reduce la necesidad del control químico.

Los ácaros fitoseidos se consideran los principales enemigos naturales de los tetraníquidos, estableciéndose que no es necesario realizar tratamientos acaricidas cuando los fitoseidos estén presentes en más del 50 % de las plantas afectadas. Las especies de fitoseidos citadas como más eficaces en el control de *Tetranychus* sp. son: *Amblyseius californicus*, *Amblyseius andersoni*, *Neoseiulus californicus* y *Phytoseiulus persimilis*.

La araña roja también cuenta con otros muchos enemigos naturales como antocóridos, coccinélidos y crisopas.

Medios químicos

En esta plaga es muy importante la alternancia entre materias activas, 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 dos aplicaciones por campaña con el mismo producto.

Se recomiendan volúmenes altos de caldo para llegar a todas las partes de las plantas de lúpulo, particularmente la parte inferior de las plantas y el envés de las hojas.

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-productos/>

Bibliografía

European and Plant Protection Organization (1996). *Guideline on good plant protection: hop*. Bulletin OEPP/EPPO 26(5): 295-309. Disponible en:

<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/pdf/10.1111/j.1365-2338.1996.tb00598.x>

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/>

James, D.G. y Barbour, J.D. (2009). Two-spotted spider mite. En: *Compendium of hop diseases* (Mahaffee, W.F.; Pethybridge, S.J.; Gent, D.H.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Minnesota USA).

Martín, A.; Campelo, M.P. y Ruíz, M. Z. (Coords.) (2021). *Guía de Gestión Integrada de Plagas Leguminosas*. 233 pp. Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente. Madrid (España). 181 pp. Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/leguminosas_web_2_tcm30-559335.pdf

Neve, R.A. (1991). *Hops*. Chapman and Hall. Londres (Reino Unido). 266 pp.

Walsh, D.B. y Barbour, J.D. (2015). Two spotted spider mite. En: *Field guide for integrated pest management in hops* (3ª. Ed). (O'Neal, S. D.; Walsh, D. B., y Gent, D. H. (Eds)). U. S. Hop Industry Plant Protection Committee. Pullman (Estados Unidos). Disponible en:

<https://www.usahops.org/cabinet/data/Field-Guide.pdf>

Woods, J.L.; Iskra, A.E. y Gent, D.H. (2021). *Predicting damage to hop cones by Tetranychus urticae (Acari: Tetranychidae)*. Environmental Entomology, 50 (3): 673-684. Disponible en:

<https://academic.oup.com/ee/article/50/3/673/6137784>



Xylena exsoleta (Linnaeus) (LEPIDÓPTERO DEFOLIADOR)



1. Larva de *X. exsoleta* sobre brote de lúpulo



2. Detalle de larva de *X. exsoleta*



3. Pupa de *X. exsoleta*



4. Adulto de *X. exsoleta*

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León (1 y 2), David César Manceñido-González (3), Roetvlek, Saxifraga-Peter Gergel (4)

Descripción

Xylena exsoleta (Lepidoptera: Noctuidae) es una especie poco conocida, que en España no tiene asociado un nombre común, si bien entre los cultivadores de lúpulo se la conoce como oruga verde o coco ("Sword-grass moth" en inglés o "Bois sec" en francés).

Ocupa toda la Península Ibérica, con bajas densidades poblacionales.

Es una especie polífaga, cuyas larvas se alimentan preferentemente sobre alfalfa, lechuga, gramíneas, y ha sido citada sobre ajo, viña y lúpulo. En la provincia de León se ha constatado la presencia de larvas realizando daños en plantaciones comerciales de lúpulo.

Adulto: posee una coloración mimética que dificulta su localización, camuflándose entre la corteza de árboles y madera en donde se posa. Las alas anteriores son estriadas de color castaño y marrón, sobre las que destacan, bien marcadas, las manchas orbicular y renal; las alas posteriores son de color gris-castaño con nerviaciones aparentes. Envergadura alar entre 60-65 mm.

Larva: cuerpo grueso, verde brillante y cápsula cefálica de color verde a verde amarillento. El último estadio presenta un par de líneas latero dorsales amarillas, rematadas en cada segmento por un trazo negro grueso sobre el cual destacan dos puntos blancos, y líneas laterales rojo-anaranjadas subrayadas de amarillo o blanco, mostrando por debajo algún punto negro. Los estigmas, situados sobre la línea lateral, son amarillos y están bordeados de una fina línea negra, mostrando un punto blanco a cada lado y otro de mayor tamaño en la parte superior. En

estadios larvarios anteriores no aparecen estos colores negros y naranjas por lo que pueden ser confundidas con otros noctuidos. Longitud máxima 65 mm.

Pupa: de color marrón con cremáster en forma de V. Longitud 25 mm.

Es una especie univoltina, con adultos invernantes que reinician su actividad en primavera. Realiza la puesta hacia marzo y abril en huevos agrupados que eclosionan después de 10 días. Las larvas están presentes de mayo a julio; su actividad es tanto diurna como nocturna. La pupación tiene lugar en el suelo entre julio y agosto. Los adultos emergen de agosto a septiembre y entran en diapausa invernal.

En León han sido citadas capturas de adultos u observaciones en el periodo de febrero a mayo, incluso en julio y en noviembre, en algunas localidades de cultivo tradicional de lúpulo. Las larvas han sido encontradas alimentándose de hojas de lúpulo en mayo y junio.

Especie asociada a zonas húmedas.

Síntomas y daños

Es una plaga secundaria con presencia puntual en primavera. Las larvas son defoliadoras, devoran las hojas del lúpulo, que se presentan roídas. El daño más importante que causan las larvas es el cortado de la guía de la trepa, provocando que se detenga el trepado.

Debido a su polifagia, la presencia de esta especie es previsible en parcelas con abundancia de malas hierbas. En otras condiciones no son esperables daños económicos significativos, ya que sus poblaciones normalmente son bajas.

Periodo crítico para el cultivo

Los daños podrían llegar a tener importancia en las primeras fases del cultivo o sobre plantas jóvenes con poca masa foliar.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

Vigilancia precoz en primavera de las parcelas situadas en zonas húmedas y con abundante vegetación espontánea. Especial atención a la presencia de plantas citadas como hospedantes (*Anthemis* sp., *Chrysanthemum leucanthemum*, *Euphorbia* sp., *Galium verum*, *Ononis repens*, *Rumex acetosa*, *Silene vulgaris*, *Taraxacum vulgare*, *Verbascum* sp., entre otras).

No es posible realizar el seguimiento del vuelo de adultos con trampas cebadas con feromonas ya que no se comercializan para esta especie.

Medidas de prevención y/o culturales

Gestionar adecuadamente las plantas adventicias en las lindes y en las parcelas de cultivo.

El laboreo del suelo, en la calle y entre calles, en los meses de julio y agosto, destruiría las pupas enterradas, disminuyendo la población de adultos emergidos.

Umbral/Momento de intervención

No se han definido umbrales para esta especie. En caso de presencia de larvas o síntomas de daños podrían realizarse aplicaciones localizadas en las plantas afectadas. Es habitual realizar un tratamiento con un insecticida cuando se observa presencia de la oruga durante el mes de mayo.

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 productos a base de nematodos entomopatógenos del género *Steinernema* que pueden actuar sobre los estadios larvarios.

Se podrán utilizar formulados a base de microorganismos entomopatógenos autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.

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-productos/>

Bibliografía

Carter, D.J. y Hargreaves, B. (2020). *Guide des chenilles d'Europe*. Ed. Delachaux et Niestle.

Gómez de Aizpúrua, C. (1985). *Biología y morfología de las orugas. Lepidoptera. Tomo I. Noctuidae-Dilobidae*. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Subdirección General de Sanidad Vegetal.

Manceñido, D.C.; González, F.J. y Sevillano, J.M. (2009). *Catálogo actualizado y nuevos datos de los macroheteróceros de la provincia de León (España) (Insecta: Lepidoptera)*. Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa, 45: 385–408.

Tixier, M-S.; Cocquempot, L.; Fabre, C.; Bousquet, J-L. y Torregrosa, L. (2010). *Une noctuelle du genre Xylena (Lepidoptera : Noctuidae) a dévasté des parcelles de vigne en 2010 dans la vallée de l'Orbieu (Aude)*. Progrès Agricole et Viticole 127: 19-20. Disponible en:

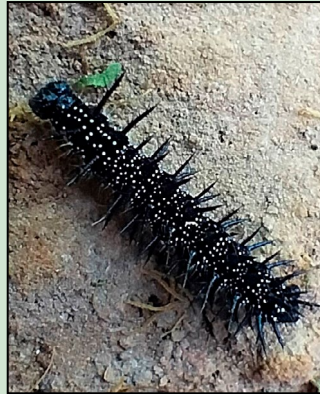
https://www.researchgate.net/publication/280682223_Une_noctuelle_du_genre_Xylena_Lepidoptera_Noctuidae_a_devaste_des_parcelles_de_vigne_en_2010_dans_la_vallée_de_l'Orbieu_Aude



Aglais io (Linnaeus) y *Polygonia c-album* (Linnaeus) (LEPIDÓPTEROS NINFÁLIDOS DEFOLIADORES)



1. Larva de *A. io* sobre lúpulo



2. Larva de *A. io* en parcela de cultivo de lúpulo



3. Nido de larvas de *A. io* sobre planta de lúpulo defoliada



4. Nido de larvas de *A. io* sobre planta de lúpulo



5. Adulto de *A. io* (vista inferior)



6. Adulto de *A. io*: ocelos y coloración (vista superior)



7. Último estadio larvario de *P. c-album* sobre lúpulo



8. Pupa de *P. c-album*



9. Cara ventral de las alas de adulto de *P. c-album*



10. Dorso de adulto de *P. c-album*

Fotografías: Pedro Casquero, Universidad de León (1), Sara Mayo Prieto, Universidad de León (2 y 4), Alejandra Porteous, Universidad de León (3), Bonifacio Reinoso, Universidad de León (5 a 10)

Descripción

Aglais io (sinónimos: *Inachis io*, *Vanessa io*) (Lepidoptera: Nymphalidae), denominada comúnmente pavo real, es una especie abundante y ampliamente distribuida, al menos en la mitad norte de la península, cuyas larvas se alimentan principalmente de ortigas (*Urtica* sp.) y lúpulo (*Humulus lupulus*). En parcelas de cultivo de lúpulo situadas en La Coruña han sido citadas causando puntualmente daños de importancia.

El adulto es una mariposa de vivos colores, con una envergadura alar de 50 a 55 mm. El dorso alar es de color rojizo ferruginoso y destaca en cada ala un par de ocelos distintivos de la especie, con coloración negra, azul y amarilla. El anverso de las alas es de coloración críptica (se confunde con

el entorno), marrón oscuro o casi negro en el par posterior, con numerosas estrías transversales más oscuras, por lo que en reposo la mariposa pasa desapercibida.

Los huevos se depositan en masas (300-400 huevos) en la parte inferior de las hojas de la planta alimenticia, y son de color verde o amarillento, con 6-8 costillas longitudinales más claras.

La fase larvaria agrupa cinco estadios. La larva neonata no supera los 3 mm, la cabeza es negra brillante, grande en relación al cuerpo, y contrasta marcadamente con el blanco verdoso del cuerpo, cuya coloración se oscurece progresivamente; los últimos estadios larvarios son de color negro brillante y en cada segmento presenta series de puntos blancos, un par de falsas espinas dorsales negras prominentes y ramificadas, no urticantes, y otros dos pares simples y de menor tamaño. Las pseudopatas abdominales son de color marrón amarillento. Alcanza en su máximo desarrollo una longitud de 40-42 mm.

La pupa puede ser de color gris, marrón claro o verde. Se encuentra suspendida del cremaster en los tallos de las plantas en donde la larva, antes de pupar, se sitúa cabeza abajo; es alargada y angulosa, el tórax lleva una cresta muy prominente y puntiaguda, y en el abdomen destacan dos series de espinas dorsales. Longitud 30 mm.

Es una especie univoltina, aunque se cita como bivoltina en zonas cálidas. Inverna en forma de adulto en lugares resguardados. Habitualmente vuela a finales de primavera. Cuando se obtienen registros en marzo, abril y mayo, corresponden a ejemplares invernantes temporal o definitivamente avivados.

Las larvas son gregarias en sus primeras fases y forman nidos sedosos en el envés de las hojas inferiores. Cuando las hojas sobre las que nacieron quedan destruidas van ascendiendo progresivamente hacia las superiores y posteriormente, cuando están próximas a pupar se dispersan. Se han observado poblaciones de orugas alimentándose de lúpulo hasta primeros de julio. Los adultos emergidos entran en reposo invernal pudiendo verse hasta finales de agosto.

Polygonia c-album (Lepidoptera: Nymphalidae) es una especie de hábitat típicamente forestal y muy asociada a vegetación de ribera. Sus plantas nutricias favoritas son la ortiga (*Urtica dioica*), el lúpulo (*Humulus lupulus*), los olmos (*Ulmus* spp.) y, en ocasiones, el avellano (*Corylus avellana*).

El adulto es una mariposa, fácilmente identificable, con una envergadura alar de 45-50 mm, el dorso de color marrón anaranjado con numerosas manchas negras, y la cara ventral oscura con una característica mancha blanca en forma de C en el ala posterior, muy visible, que le da la denominación de mariposa c-blanca. Los márgenes alares son muy dentados, confiriéndole un aspecto característico que además le permite mimetizarse con el medio asemejando el aspecto de una hoja muerta.

El periodo larvario comprende cinco estadios. En las primeras fases las larvas son de coloración negra, excepto en las espinas dorsales que son amarillentas en el tórax y en los primeros segmentos abdominales. Los dos últimos estadios son llamativos: la coloración de la cabeza es negra con espinas naranjas; desde el segundo segmento torácico al segundo abdominal la cutícula es anaranjada, siendo blanca en el resto del abdomen donde destacan espinas dorsales ramificadas también blancas. El tamaño final de la oruga puede alcanzar los 35 mm.

La pupa presenta un aspecto semejante al de una hoja seca enrollada, con colores marrones y manchas plateadas en el dorso. Se encuentra suspendida en los tallos de las plantas circundantes, a cierta distancia de sus hospedantes.

P. c-album es una especie polivoltina que inverna en forma de adulto y desarrolla dos o tres generaciones anuales, desde marzo a octubre. Sus larvas son defoliadoras y pasan la mayor parte del tiempo en el envés de las hojas, desplazándose al haz en los últimos estadios.

Síntomas y daños

Las larvas de *A. io* inicialmente devoran las hojas basales del lúpulo, dejando las nervaduras, y progresivamente van a ir ascendiendo por los tallos pudiendo llegar a alcanzar el extremo de los mismos. Las plantas pueden quedar gravemente defoliadas, si bien los ataques son puntuales y ligados a parcelas con presencia de ortigas.

En su camino alimenticio, envolviendo las hojas roídas quedan nidos sedosos, con gran cantidad de larvas, mudas y deyecciones.

Se ha observado a *P. c-album* alimentándose de lúpulo cultivado durante el mes de mayo, no obstante, dada su baja densidad, los daños no revisten importancia económica. Sólo en caso de altas poblaciones y presencia de otras hospedadoras en parcelas próximas podría originar una intensa defoliación que debilitaría las plantas.

Periodo crítico para el cultivo

Los daños podrían llegar a tener importancia en primaveras con condiciones favorables y en primeras fases del cultivo, o sobre plantas jóvenes con poca masa foliar, aunque no es previsible que se presenten daños generalizados en las parcelas.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

Vigilancia precoz en primavera de las parcelas situadas en zonas con abundante presencia de *Urtica* sp. y con historial de daños.

Umbral/Momento de intervención

No se han definido umbrales para estas especies. En el caso de *A. io*, dado que se trata de larvas con un carácter muy gregario, deberán realizarse aplicaciones localizadas en las plantas afectadas.

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

Himenópteros ichneumónidos pueden parasitar las orugas justo antes de la pupación. Algunos dípteros taquínidos, como *Sturmia bella*, son parasitoides de lepidópteros ninfálidos.

Existen productos a base de nematodos entomopatógenos del género *Steinernema* que pueden actuar sobre los estadios larvarios.

Se podrán utilizar formulados a base de microorganismos entomopatógenos autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.

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-productos/>

Bibliografía

Collar, J. y Ascasibar, J. (2009). *Ataque de orugas en lúpulo*. XXV Reunión del Grupo de Trabajo de Laboratorios y Prospecciones Fitosanitarias.

García, E.; Munguira, M.L.; Stefanescu, C. y Vives, M. (2013). Lepidoptera: Papilionoidea. En: *Fauna Ibérica*, vol. 37. Ramos, M.A. et al (Eds.). Museo Nacional de Ciencias Naturales. CSIC. Madrid 1213 pp.

Inffe S.L. Ingeniería para el Medio Ambiente. (2011). *Catálogo y Atlas de los Ropalóceros de la Finca Ribavellosa. (La Rioja)*. Organismo Autónomo Parques Nacionales. Memoria Final. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Disponible en:

https://www.miteco.gob.es/es/parques-nacionales-oapn/centros-fincas/ribavellosa/ropaloceros-ribavellosa_tcm30-482149.pdf

Wateau, K. y Cenier, Ch. (2015). *Les principaux lépidoptères ravageurs du houblon*. Fredon Nord-Pas de Calais. Les fiches techniques de la Station d'Études sur les luttés biologique, intégrée. Fiche technique 2012/20. Disponible en:

http://fredon.fr/hauts-de-france/sites/hauts-de-france/files/fiches%20techniques/2012_20_les_principaux_lepidopteres_ravageurs_du_houblon.pdf



Phorodon humuli (Schrank) (PULGÓN DEL LÚPULO)



1. Adulto y ninfa de la forma áptera de *P. humuli*



2. Adultos de la forma alada y colonia de la forma áptera de *P. humuli*



3. Colonias de *P. humuli* en hojas de lúpulo



4. Detalle de colonia de *P. humuli* en el envés de la hoja de lúpulo



5. Colonias de *P. humuli* en hoja y conos



6. Daños y melaza en hojas y conos



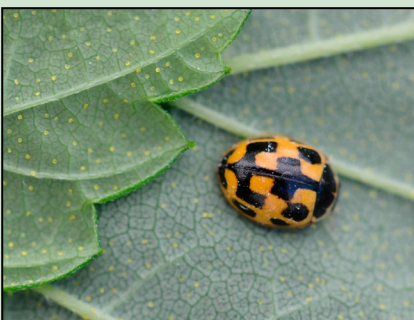
7. Fumagina sobre conos destruidos



8. Puesta de *Coccinella* sp. y adulto alado de *P. humuli* sobre hoja de lúpulo



9. Larva (arriba) y adulto (abajo) de *Coccinella* sp., depredador de *P. humuli*



10. Adulto de *Propylea quattuordecimpunctata*, depredador de *P. humuli*



11. Huevo de crisopa, depredador de *P. humuli*



12. Larva de díptero depredador de *P. humuli*



13. Ninfa de antocórido depredador de *P. humuli*



14. Adulto de sífido, depredador de *P. humuli*



15. Adulto de *P. humuli* parasitado (momia)

Fotografías: Alicia Lorenzana, Universidad de León (1, 2, 5, 6, 11, 12, 13 y 15), Bonifacio Reinoso, Universidad de León (3, 4, 8, 9, 10 y 14)

Descripción

Phorodon humuli (Hemiptera: Aphididae) es una de las principales plagas del lúpulo en el hemisferio norte, capaz de originar importantes pérdidas de rendimiento en este cultivo.

El pulgón del lúpulo presenta un ciclo dioico (necesita dos hospedadores: primario y secundario) y holocíclico (alterna una generación sexual con varias partenogénicas o asexuales). Pasa el invierno en forma de huevo sobre el hospedador primario: varias especies del género *Prunus*, fundamentalmente ciruelo cultivado (*P. domestica*), endrino (*P. spinosa*) y ciruelo ornamental (*P. cerasifera* var. *pisardii*). Tras una o dos generaciones de hembras ápteras, se formarán hembras aladas que migrarán al lúpulo, su hospedador secundario, aterrizando en la parte baja del cultivo a mediados de mayo. A lo largo del verano se desarrollarán varias generaciones de hembras ápteras y a finales del mes de agosto, cuando la duración del día descende, aparecerán hembras aladas que migrarán al hospedador primario y producirán hembras ápteras. Unas dos semanas más tarde, se formarán machos alados en el lúpulo que también volarán hacia los *Prunus*, donde tendrá lugar la reproducción sexual y la puesta de los huevos de invierno.

En el lúpulo los adultos de *P. humuli* son muy pequeños (1,2-1,8 mm), siendo en los *Prunus* de mayor tamaño (2,1-2,8 mm). Las formas ápteras varían cromáticamente desde el blanco pálido (ninfas) al amarillo verdoso (adultos) y se encuentran sobre todo en el envés de las hojas. Las formas aladas tienen cabeza, tórax y antenas oscuras, presentando en el abdomen una placa discal oscura. Ambas formas tienen antenas largas y estrechas, y dos sifones al final del abdomen. Lo más característico de esta especie es la presencia en la frente de tubérculos con forma de dedo bien desarrollados, más evidentes en la forma áptera.

Síntomas y daños

Adultos y ninfas de *P. humuli* utilizan los estiletes de su aparato bucal para succionar savia de hojas y conos. Las hojas atacadas se vuelven amarillas y quebradizas, enrollándose los bordes hacia abajo y llegando incluso a marchitarse. Con poblaciones elevadas se pueden producir defoliaciones. Los mayores daños económicos se originan cuando los pulgones se alimentan de los conos en desarrollo, los cuales adquieren una coloración marrón y se atrofian.

El pulgón del lúpulo secreta además grandes cantidades de melaza, sobre la que se instala fumagina o negrilla. Los ataques pueden detener el crecimiento y reducir el número de inflorescencias. Por otro lado, la presencia de pulgones, melaza y fumagina en el interior de los conos reduce el valor comercial del cultivo, llegando incluso, en casos extremos, a una pérdida total del mismo.

P. humuli es además transmisor de diferentes virus en el cultivo como *Hop mosaic virus* (HpMV), *Hop latent virus* (HpLV), *American hop latent virus* (AHLV) y *Plum pox potyvirus* (PPV), que pueden reducir el rendimiento del cultivo.

Periodo crítico para el cultivo

Se debe evitar la presencia de pulgones tras la floración, ya que el control con insecticidas es difícil una vez que infectan los conos.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

El monitoreo del inicio del vuelo del pulgón, desde su hospedador primario (*Prunus* spp.) hasta su hospedador secundario (lúpulo), se debe realizar en primavera con trampas cromotrópicas amarillas. Se pueden colocar las trampas en el mes de mayo, teniendo en cuenta que *P. humuli* muestra un umbral mínimo de temperatura de 13 °C por debajo del cual no es capaz de volar.

La disposición de las plantas en la parcela influye en la distribución del pulgón, encontrándose normalmente más pulgones en los bordes. No obstante, el efecto del viento puede ejercer influencia sobre la colonización del lúpulo, ocasionando que las plantas marginales no sean las que soporten una mayor población.

El muestreo en hojas se realizará teniendo en cuenta que la mayor densidad de pulgones se localiza en las hojas de los tallos principales de la parte media de las plantas (2-4 m). También hay que vigilar la infestación de las flores considerando el movimiento de pulgones, entre principios y mediados de agosto, desde las hojas a los conos.

Si el verano es fresco, la población de *P. humuli* podría mantenerse elevada y requerir métodos de control adicionales en agosto. Sin embargo, si persisten temperaturas elevadas a partir de mediados de julio, la población suele descender bruscamente sin necesidad de métodos de control. El rendimiento y la calidad de la cosecha no suelen verse afectados si el nivel poblacional no se eleva durante el mes de agosto.

Medidas de prevención y/o culturales

Evitar el abonado nitrogenado excesivo, ya que los nuevos crecimientos de tejidos jóvenes favorecen la proliferación de pulgones.

El desarrollo de variedades resistentes o tolerantes a *P. humuli* es dificultoso, con lo que su manejo debe basarse en el conjunto de medidas descritas, si bien existen variedades especialmente sensibles al pulgón como H3, Chinook y, en menor medida, Eureka.

Umbral/Momento de intervención

En otros países donde se cultiva lúpulo se han determinado diferentes umbrales de intervención, si bien la mayoría de cultivadores suelen tratar cuando se observa una media de 5 a 10 pulgones por hoja antes de floración. Tras la floración es recomendable realizar una aplicación en cuanto se detecta algún pulgón si la población ha resistido el tratamiento de junio y las condiciones climáticas son favorables para su desarrollo.

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

P. humuli cuenta con numerosos depredadores y parasitoides. Los coleópteros son considerados los principales enemigos naturales de este pulgón, destacando la especie *Coccinella septempunctata*. También son abundantes otras especies de coleópteros como *Propylea quatuordecempunctata*, *Adalia bipunctata* y *Stethorus punctillum*.

Otros importantes enemigos naturales de este pulgón son crisopas, antocóridos (destacando su abundancia en el interior de los conos), sírfidos, cecidómidos, trips e himenópteros parasitoides.

Es importante preservar los enemigos naturales del pulgón del lúpulo con las prácticas adecuadas, pues aunque habitualmente no son capaces por sí solos de regular las poblaciones del pulgón a niveles tolerables, pueden reducir el número de tratamientos necesarios. Se han desarrollado con éxito ensayos con aleloquímicos sintéticos que actúan como atrayentes para los insectos beneficiosos.

Medios químicos

En esta plaga es muy importante la alternancia entre materias activas utilizadas, puesto que se han descrito resistencias a los insecticidas de uso común. Se debe intentar no realizar más de una aplicación por campaña con productos con el mismo modo de acción.

Se debe tratar antes de que la población sea demasiado elevada. El programa de tratamientos más efectivo es: un primer tratamiento en junio, cuando los enemigos naturales todavía no están presentes en el lúpulo, y un segundo tratamiento entre la segunda mitad de julio y principios de agosto para evitar el incremento final de la población. Este segundo tratamiento puede no ser necesario en aquellos años en que la población de pulgones sea escasa durante el mes de julio.

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-productos/>

Bibliografía

Campbell, C.A.M. (1973). *Studies on the ecology of the damson-hop aphid (Phorodon humuli (Schrank))*. Tesis doctoral. Universidad de Londres. Londres. Reino Unido.

Campbell, C.A.M. y Muir, R.C. (2005). *Flight activity of the damson-hop aphid, Phorodon humuli*. *Annals of Applied Biology*, 147: 109-118. Disponible en:

<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/epdf/10.1111/j.1744-7348.2005.00011.x>

Dreves, A.J. y Walsh, D.B. (2015). Hop aphid. En: *Field guide for integrated pest management in hops* (3d. Ed). (O'Neal, S. D.; Walsh, D. B., y Gent, D. H. (Eds)). U. S. Hop Industry Plant Protection Committee. Pullman (Estados Unidos). Disponible en:

<https://www.usahops.org/cabinet/data/Field-Guide.pdf>

Lorenzana, A. (2005). *Determinación de los umbrales de tratamiento del pulgón del lúpulo Phorodon humuli (Schrank, 1801) y estudio de la evolución poblacional en la provincia de León*. Tesis doctoral. Universidad de León. León. España.

Lorenzana, A.; Campelo, M.P.; Gómez-Bernardo, E.M. y Palomo, J.L. (2004). Ficha 225: *Phorodon humuli* Schrank (pulgón del lúpulo) en lúpulo. 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_225.pdf

Neve, R.A. (1991). *Hops*. Chapman and Hall. Londres (Reino Unido). 266 pp.

Weihrauch, F. (2009). Damson-Hop Aphid. En: *Compendium of hop diseases* (Mahaffee, W.F.; Pethybridge, S.J.; Gent, D.H.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Minnesota USA).

Weihrauch, F. y Moreth, L. (2005). *Behaviour and population development of Phorodon humuli* (Schrank) (*Homoptera: Aphididae*) on two hop cultivars of different susceptibility. *Journal of Insect Behaviour*, 18: 693-705. Disponible en:

https://www.researchgate.net/publication/240481428_Behavior_and_Population_Development_of_Phorodon_humuli_Schrank_Homoptera_Aphididae_on_Two_Hop_Cultivars_of_Different_Susceptibility

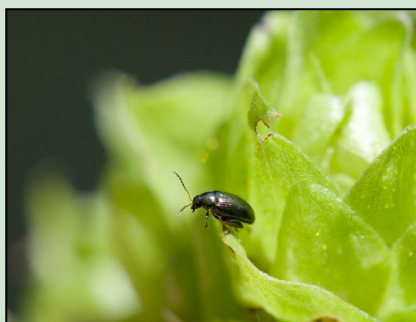
Wright L.C.; Cone, W.W., Menzies, G.W. y Wildman, T.E. (1990). *Numerical and binomial sequential sampling plans for the hop aphid (Homoptera: Aphididae) on hop leaves*. *Journal of Economic Entomology*, 83 (4): 1388-1394.



Psylliodes attenuata (Koch) (PULGUILLA DEL LÚPULO)



1. Adultos de *P. attenuata*



2. Adulto de *P. attenuata* sobre cono de lúpulo



3. Daños en hojas de lúpulo



4. Daños en hojas



5. Conos de lúpulo atacados

Fotografías: Lech Borowiec, Iconographia Coleopterum Poloniae (1), Sara Preißel & Stefan Kühne, JKI, www.oekolandbau.de (2 a 5)

Descripción

Las pulguillas (Coleoptera: Chrysomelidae. Alticinae) son un conjunto de insectos que se caracterizan por presentar un ensanchamiento del fémur en las patas posteriores, lo que les permite desplazarse saltando.

Se han citado como plagas secundarias del lúpulo a las especies *Psylliodes attenuata* y *Psylliodes punctulatus*. En Europa la especie presente es *P. attenuata*.

Las plantas hospedantes incluyen varias especies de cannabáceas como el lúpulo silvestre, el cultivado (*Humulus lupulus* L.), el cáñamo (*Cannabis sativa* L.) y la ortiga (*Urtica dioica* L.).

Los adultos de *P. attenuata* miden 2,0-2,8 mm. Tienen el cuerpo de forma alargada-ovalada, de color verde metálico o bronce, y generalmente con el ápice de los élitros rojizo. Antenas de 10 artejos de color rojo amarillento, con los últimos artejos más oscurecidos. Patas de coloración similar a las antenas, con los fémures posteriores gruesos, negros o gris oscuro, y la base de los fémures anterior y medio también oscura. El pronoto es más ancho en la base y finamente punteado. Los élitros presentan hombros redondeados y estrías fuertemente punteadas en la base, atenuándose progresivamente hacia el ápice.

La fase larvaria ocurre en el suelo y agrupa tres estadios. Las larvas son de color blanquecino, destacando en el noveno tergito abdominal la presencia de 10 setas largas. Longitud máxima de unos 3,5 mm.

La pulguilla pasa el invierno como adulto refugiada en el suelo, en las hojas y tallos viejos o en las grietas de los postes de lúpulo. En primavera emerge con temperaturas de 5 °C, en el momento de la brotación del cultivo, activándose y alimentándose de los brotes de lúpulo (marzo-

abril). Después del apareamiento los huevos son puestos en el suelo en mayo-junio. Las larvas eclosionan, se desarrollan y pupan en el suelo.

La nueva generación de adultos aparece a finales de julio y ataca principalmente a las partes jóvenes de plantas del lúpulo, áreas alrededor de las flores y conos jóvenes en desarrollo. A finales de verano-otoño los adultos entran en diapausa.

Síntomas y daños

Los adultos se alimentan de hojas, flores y conos de lúpulo. Las hojas afectadas presentan pequeñas mordeduras circulares que, en caso de infestaciones severas, pueden extenderse por toda la superficie dejando las hojas esqueletizadas.

Si los brotes están muy afectados (en primavera), puede haber retrasos en el crecimiento de las plantas y, en raros casos extremos, los brotes pueden llegar a morir. Sin embargo, cuando la planta alcanza un metro de altura (el insecto no se desplaza saltando más de 1,5 m), el daño foliar pierde importancia. Si las flores están muy dañadas, se formarán conos pequeños, de color marrón, malformados y sin valor comercial. Los conos afectados se presentan perforados y con brácteas desecadas.

Las plantaciones jóvenes pueden verse debilitadas al coincidir la aparición de los brotes tiernos con la emergencia de los adultos invernantes. Posteriormente, los adultos de nueva generación se desarrollarán alrededor de las flores y los conos del lúpulo, pudiendo disminuir el rendimiento.

Las larvas de primeros estadios se desarrollan en el suelo formando finas galerías en las raíces y en el cuello de las plantas. Posteriormente se alimentan de las raíces, siendo los daños, en este caso, de menor importancia que los realizados por adultos.

Periodo crítico para el cultivo

Los daños podrían llegar a tener importancia en los periodos de brotación y formación de flores y conos.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

Vigilancia precoz en primavera de las parcelas con historial de daños.

Umbral/Momento de intervención

No se han definido umbrales para esta especie.

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 han citado himenópteros braconidos parasitando adultos de la pulguilla.

Medios químicos

La pulguilla del lúpulo es un insecto sensible a los tratamientos insecticidas para el pulgón o las orugas defoliadoras, por lo que no representa un problema en los cultivares, ya que desaparece si se realizan dichos tratamientos.

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-productos/>

Bibliografía

AGPH. Association des producteurs de houblon de France. Guide Technique 2020. *Le Houblon: Bilan 2019*. Disponible en:

https://rd-agri.fr/external_data/acta/PNDAR-2019/AGPH_Houblon_Bilan%20et%20conseils%20agronomiques.pdf

Chambre d'agriculture de région Alsace, Comptoir Agricole, Fredon Alsace. Bulletin de santé du végétal N°3 du 6 mai 2015. Disponible en:

https://draaf.grand-est.agriculture.gouv.fr/IMG/pdf/03_HO_Als_cle81295e-1.pdf

David'yan, G.E. *Interactive Agricultural Ecological Atlas of Russia and Neighboring Countries. Economic Plants and their Diseases, Pests and Weeds*. Disponible en:

http://www.agroatlas.ru/en/content/pests/Psylliodes_attenuatus/index.html

Federal Office for Agriculture and Food. Bio-Siegel Information Service. *Determination aid for pests in hop cultivation*. (2019). Disponible en:

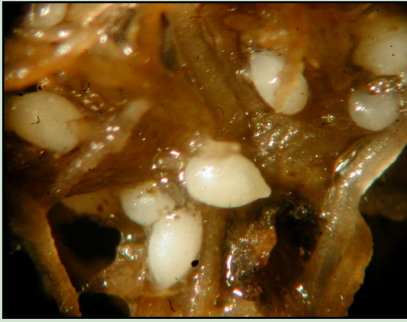
<https://www.oekolandbau.de/landwirtschaft/pflanze/grundlagen-pflanzenbau/pflanzenschutz/schaderreger/schadorganismen-im-hopfenbau/hopfenerdfloh-an-hopfen/>

UK Beetle Recording. Disponible en:

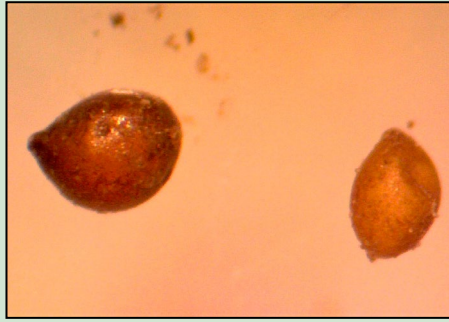
<https://www.coleoptera.org.uk/species/psylliodes-attenuata>



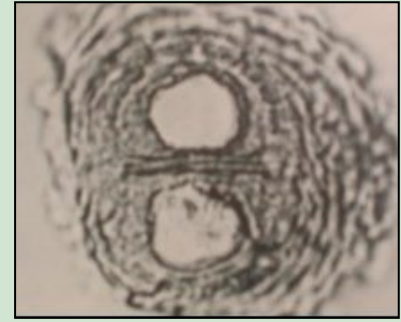
Heterodera humuli Filipjev (NEMATODO DE QUISTE DEL LÚPULO)



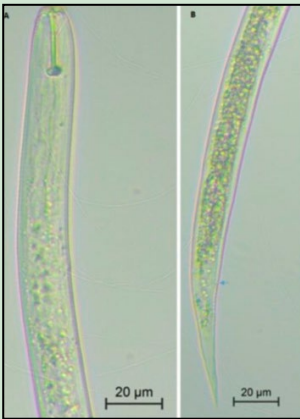
1. Hembras de *H. humuli* en raíces



2. Detalle de quistes de *H. humuli*



3. Cono vulvar de *H. humuli*



4. Juvenil de segundo estadio (J2) de *H. humuli*



5. Clorosis en hojas y conos de planta atacada



6. Pérdida de vigor y reducción de tamaño en planta atacada (izquierda) frente a planta sana (derecha)

Fotografías: Javier López, Universidad de Burgos (1, 2, 3 y 5), Faruk Akyazi, Ordu Üniversitesi (4), Elisabeth Darling, Michigan State University (6)

Descripción

Heterodera humuli fue descubierta por primera vez en Kent (Inglaterra) en plantas de lúpulo (*Humulus lupulus*), por lo que el nombre común con que se designó fue el de nematodo de quiste del lúpulo "hop cyst nematode".

Se encuentra distribuida por Europa (Inglaterra, Alemania, Bélgica, Croacia, Polonia y Ucrania), Israel, U.S.A., Canadá, Nueva Zelanda, Sudáfrica y en la India. En España fue citada por primera vez por López y Romero en 1989, quienes la detectaron en la localidad leonesa de Cimanos del Tejar. Fue probablemente introducido de Sudáfrica, mediante rizomas infestados antes de la existencia de restricciones de cuarentena tan estrictas como las actuales.

Su principal hospedador son las plantas de lúpulo, no obstante, existen otras especies de las familias Urticáceas y Moráceas como *Urtica dioica*, *U. urens*, *Cannabis sativa* y *Ficus elastica*, que son capaces de mantener las poblaciones del nematodo. A nivel mundial, se considera el nematodo parásito más importante asociado con el cultivo del lúpulo.

H. humuli es un nematodo endoparásito sedentario con un marcado dimorfismo sexual. Los machos son vermiformes, migratorios (1,5 a 2 mm de longitud) con un estilete robusto y el esqueleto cefálico bien desarrollado. Las hembras tienen forma de limón de color blanco, que se transforman en quistes (media $421 \pm 62 \mu\text{m}$) de color castaño claro con el cuello frecuentemente formando ángulo con el resto del cuerpo. Este quiste es la fase de resistencia que puede albergar de 200 a 600 huevos y que pueden permanecer durante años sin avivar. El juvenil de segundo estadio (J2) es la forma migratoria y constituye la fase infectiva; sale del quiste, penetra en la raíz (con ayuda de un estilete que posee en la parte anterior) y se desarrolla en su interior hasta llegar al estado de adulto.

La determinación específica se efectúa mediante la observación de estructuras características del quiste como son: el cono y puente vulvar, las marcas en la cutícula y estudios morfométricos, las cuales poseen gran valor taxonómico, así como el empleo de técnicas de PCR.

Síntomas y daños

Externamente las plantas no presentan una sintomatología característica, siendo lo más destacado la gran proliferación de raíces que desarrollan, en las que se pueden encontrar los quistes (hembras muertas con huevos en su interior) con las características típicas de *H. humuli*.

Los daños ocasionados en las raíces por este nematodo suponen una reducción en el vigor, que en campo se traduce en disminución del crecimiento de las plantas. En hojas y conos se aprecia clorosis. Las plantas infectadas son más sensibles al estrés hídrico y térmico, lo que provoca una reducción en la producción de conos (menor cantidad), así como una pérdida de calidad en el contenido de alfa-ácidos, aunque existe variación en la sensibilidad al nematodo según la variedad de lúpulo. También puede darse una asociación con hongos patógenos del suelo como *Verticillium dahliae*, lo que incrementa la severidad de los daños. En plantaciones de Estados Unidos se han cuantificado las pérdidas provocadas por *H. humuli*, habiéndose calculado reducciones de producción de un 30 a un 50 % y disminución en la calidad de los conos, dependiendo de la densidad de población.

Periodo crítico para el cultivo

No se han determinado los periodos críticos para el cultivo del lúpulo. Sin embargo, los ataques en las primeras fases del cultivo (implantación), pueden comprometer el desarrollo del mismo.

Estado más vulnerable de la plaga

Los juveniles de segundo estadio (J2) aparecen en el suelo mayoritariamente en los meses de abril y mayo, aunque continúan apareciendo en menor cantidad hasta finales de julio.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Es importante realizar una detección precoz, antes de la plantación, debido al alto potencial reproductivo de la especie, y posteriormente vigilar las parcelas anualmente, tanto para la detección de quistes, como de juveniles J2 (cuando se den condiciones óptimas de temperatura en suelo para el desarrollo del nematodo: 20 °C).

Medidas de prevención y/o culturales

- Limpieza de maquinaria y herramientas. Evitar la diseminación de los quistes mediante movimiento de tierra, agua de riego o escorrentía.
- Eliminar la posible flora arvense que, sin ser especies hospedadoras, pueden actuar como reservorio del nematodo.
- Utilizar planta de vivero de calidad certificada (libre de patógeno).

Umbral/Momento de intervención

No se han determinado umbrales para el cultivo, se aconseja efectuar analíticas previo a la implantación del cultivo en el suelo, vigilar la aparición de los primeros síntomas y, cuando se detecten los primeros focos, realizar analíticas de los rizomas.

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 ha descrito la existencia de suelos supresivos para nematodos (el nivel de competencia con otros microorganismos impide que ataque a las plantas cultivadas) cuyo efecto podría transferirse a otros suelos.

Utilización de microorganismos que inducen mecanismos de defensa o resistencia sistémica en el cultivo.

Medios biotecnológicos

Utilizar variedades resistentes o tolerantes, si bien las variedades tradicionales son sensibles a esta enfermedad. En estudios realizados en Oregón (USA) se aislaron quistes en las variedades Backa, Brewer's Gold, Bullion, Fuggle y Kent, mientras que en Idaho la variedad Cascade presentó mayor índice de infestación que otras variedades.

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-productos/>

Bibliografía

Hafez S.L.; Dorschner D.G. y Hara K. (1988). *The effect of Heterodera humuli* Filipjev on hops, *Humulus lupulus* Cv. Cascade. In Abstract 27 th Annual Meeting S.O.N., Raleigh, North Carolina, U.S.A.

Hay, F.; Pethybridge, S. (2003). *Plant-Parasitic Nematodes Associated with Hop Production in Tasmania, Australia*. Journal of Phytopathology, 151: 369

López-Robles, J.; Romero, M.D. (1989). *Primera Cita para España de Heterodera humuli* Filipjev. Nematologia mediterranea 17: 33-34.

López-Robles, J. (1995). *Distribución de Heterodera humuli en España*. Nematologia mediterranea 23: 73-76.

López Robles, D. J.; García Benavides, P. (2006). Ficha 324: *Heterodera humuli* Filipjev, Nematodo de quiste del lúpulo. 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_324.pdf

Madani, M.; Vovlas, N.; Castillo, P.; Subbotin, S.A.; Moens, M. (2004). *Molecular characterization of Cyst Nematode Species (Heterodera spp.) from the Mediterranean Basin using RFLPs and Sequences of ITS-rDNA*. J. Phytopathology 152:229-234.

Subbotin S.A. (1986). *The nettle race of Heterodera humuli* Filipjev, 1934. Byulletin Vsesoyogo Instituta Gel'mintologii im. K.I. Skryabinia, 45: 98 99.



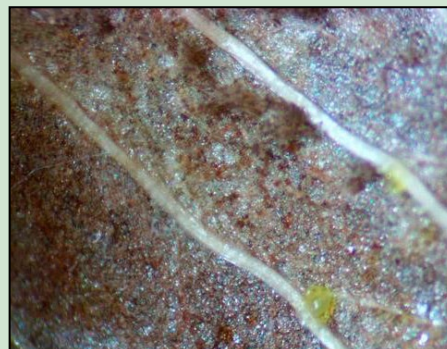
Alternaria alternata (Fr.) Keissl. (ALTERNARIOSIS DEL CONO)



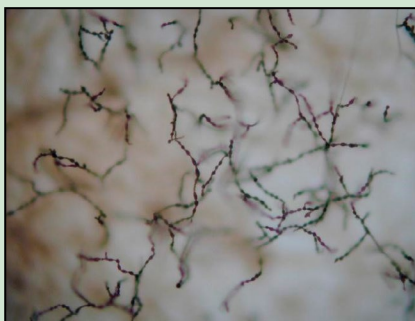
1. Síntomas iniciales en conos infectados



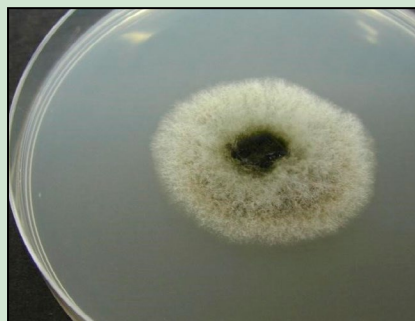
2. Conos con la totalidad de las brácteas afectadas



3. Detalle de bráctea afectada: masas de conidios de color marrón



4. Cadenas de conidios de *A. alternata* bajo microscopio estereoscópico



5. Crecimiento de *A. alternata* en medio de agar de patata glucosado (APD)



6. Hifas y conidios de *A. alternata* bajo microscopio óptico

Fotografías: Ontario Ministry of Agriculture, Food and Rural Affairs (OMAFRA). © Queen's Printer for Ontario, 2022. Reproduced with permission (1 a 3), M. Piedad Campelo, Universidad de León (4 a 6)

Descripción

La alternariosis del cono está causada por el hongo *Alternaria alternata*. Esta especie está muy extendida en la naturaleza y es capaz de afectar a una amplia gama de cultivos en diversas áreas agrícolas a nivel mundial. Se piensa, de forma general, que esta enfermedad es de escasa importancia en las principales regiones productoras de lúpulo, aunque aún no se comprende su impacto total en la calidad de la cosecha. Hay indicios de que este trastorno afecta predominantemente a los cultivares de maduración tardía; sin embargo, en algunas ocasiones la enfermedad ha aparecido en cultivares de cosecha temprana.

De forma general, las colonias de *A. alternata* son de color negro o negro verdoso, a veces, grises. En cuanto a los conidios, éstos forman cadenas largas, en ocasiones ramificadas, e individualmente muestran forma obclavada, obpiriforme, ovoide o elipsoide, con más de ocho tabiques transversales y con varios tabiques longitudinales u oblicuos, y de longitud y grosor variables.

Síntomas y daños

La sintomatología de *A. alternata* puede variar dependiendo del grado de afección de los conos. Los primeros síntomas visibles son una decoloración marrón rojiza en las puntas de las bractéolas tanto en conos jóvenes como maduros. Las brácteas pueden permanecer intactas, lo que confiere a los conos una apariencia rayada (rayas verdes y marrones). La enfermedad puede avanzar rápidamente, adquiriendo los tejidos afectados de los conos un color marrón oscuro que puede confundirse fácilmente con el daño causado por mildiu u oídio. En casos severos todo el cono puede volverse marrón oscuro.

Cuando la enfermedad infecta los conos a través del viento u otros daños mecánicos, los síntomas pueden aparecer tanto en las bractéolas como en las brácteas, pudiendo ambas mostrar una ligera distorsión o encogimiento de los tejidos enfermos.

Los daños producidos por *Alternaria* pueden confundirse con los causados por oídio al final de la temporada. Estas dos enfermedades suelen estar relacionadas, estando la severidad del oídio directamente asociada con la frecuencia de recuperación de *A. alternata*.

Periodo crítico para el cultivo

En el lúpulo se trata de un hongo oportunista que invade predominantemente los conos a través del tejido dañado por lesiones mecánicas (generalmente daños por viento o pedrisco) o heridas causadas por la alimentación de insectos u otras enfermedades. El desarrollo de la enfermedad es mayor cuando la lesión mecánica de los conos ocurre junto con períodos prolongados de humedad o rocío en las hojas. La infección por este patógeno se ve favorecida cuando las temperaturas durante la lluvia u otros eventos de humedad superan los 18 °C. *Alternaria* logra sobrevivir durante el invierno en restos de plantas, materia orgánica o como patógeno débil infectando a otras plantas hospedantes.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Es aconsejable observar al cultivo cuando la humedad es alta (lluvia, rocío y otros) y, además, la temperatura supera los 18 °C, especialmente si se han producido heridas causadas, por ejemplo, por el manejo del cultivo o derivadas de la alimentación de insectos.

Medidas de prevención y/o culturales

- Eliminar las inflorescencias y conos dañados para que no contribuyan a la dispersión del hongo.
- Evitar causar heridas por el manejo, que puedan ser vía de entrada para *A. alternata*.
- Siempre que sea posible minimizar los daños mecánicos producidos por el viento y artrópodos en los conos.
- Promover la circulación de aire entre las plantas, por ejemplo, eliminando las hojas de la parte basal de las trepas para impedir la acumulación de humedad y así limitar el ataque de hongos.
- Programar los riegos para reducir los períodos de humedad en los conos.

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

Este hongo es sensible a las materias activas empleadas para el control del oídio, por tanto, en un cultivar con un control adecuado para oídio es difícil observar daños por *alternaria*, al menos hasta que la persistencia de los productos utilizados haya desaparecido.

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-productos/>

Bibliografía

Armengol, J.; Sales, R.; García-Jiménez, J. y Alfaro-Lassala, F. (2000). *First report of Alternaria brown spot of citrus in Spain*. Plant Disease 84:1044.

Alternaria alternata - An Overview. Faith Mokobi. Disponible en:
<https://microbenotes.com/alternaria-alternata/>

Ellis, M.B. (1971). *Dematiaceous Hyphomycetes*. C. M. I. 608 pp.

Gent, D. H. (2015). *Alternaria cone disorder*. En: *Field guide for integrated pest management in hops* (3ª. Ed). (O'Neal, S. D.; Walsh, D. B., y Gent, D. H. (Eds)). U. S. Hop Industry Plant Protection Committee. Pullman (Estados Unidos). Disponible en:
<https://www.usahops.org/cabinet/data/Field-Guide.pdf>

Lizotte, E.; Hodgson, E. y Filotas, M. (2019). *Exploración del lúpulo. Guía de bolsillo para la región superior del medio oeste y el noreste de Estados Unidos y del este de Canadá*. Michigan State University. 62 pp. Disponible en:
https://www.usahops.org/img/blog_pdf/173.pdf

Ministry of Agriculture, Food and Rural Affairs. *Alternaria cone disorder in hops*. Disponible en:
<http://www.omafra.gov.on.ca/english/crops/hort/news/hortmatt/2014/21hrt14a1.htm>

Neve, R.A. (1991). *Hops*. Chapman and Hall. Londres (Reino Unido). 266 pp.

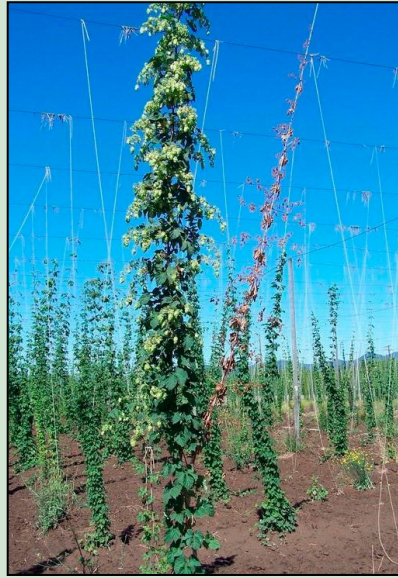
Pérez de Algaba, A.; Rowe, J. y Romero, F. (1984). *Alternaria tenuis, un nuevo parásito de la remolacha en España*. Comunicaciones del III Congreso Nacional de Fitopatología: 11-14. Puerto de la Cruz, Tenerife.



Fusarium spp. (FUSARIOSIS BASAL)



1. Trepas infectadas



2. Secado de trepa infectada



3. Deseccación de hojas infectadas



4. Necrosis de hojas



5. Chancro y presencia de micelio de *F. roseum* en la base de la trepa



6. Rizoma infectado: coloración rojiza de los haces vasculares



7 y 8. Esporodocios y conidios (arriba) e hifas y clamidosporas (abajo) de *F. roseum* bajo microscopio óptico

Fotografías: David Gent, USDA Agricultural Research Service, Bugwood.org (1 a 5), M. Piedad Campelo, Universidad de León (6 a 8)

Descripción

Fusarium es un género de hongos que habita en el sustrato o sobre material vegetal vivo y accede a las plantas a través de heridas o aberturas naturales en los tejidos vegetales a la altura del suelo. La incidencia de *Fusarium* en los cultivos es ocasional, no suele afectar a todas las plantas de la parcela por igual, observándose plantas sintomáticas en rodales. Condiciones de elevada humedad ambiental o del terreno favorecen la aparición de la enfermedad, en consecuencia, establecer el cultivo en parcelas con mal drenaje puede suponer un aumento en su incidencia. Un pH ácido del suelo favorece también su desarrollo. La presencia de *Fusarium* suele estar asociada a la presencia de otros organismos patógenos.

La fusariosis basal en plantas de lúpulo esta causada por distintas especies del género *Fusarium*: *F. sambucinum* Fuckel (*Gibberella pulicaris* (Fr.) Sacc.) se desarrolla con un micelio al principio blanco y después amarillo-anaranjado en medio de cultivo de agar de patata glucosado (APD). Al microscopio se observan macroconidias curvadas y puntiagudas en la célula apical con 3-5 septos, microconidias ovaladas con 0-1 septos y clamidosporas.

F. culmorum (Wm. G. Sm.) Sacc. forma macroconidias curvadas, con 3-5 septos y células apicales redondeadas y se producen sobre micelio de crecimiento muy rápido de color amarillo anaranjado pálido que, con el tiempo, torna a marrón-rojizo o marrón oscuro en medio APD. No produce microconidias y las clamidosporas son ovales y de color pardo.

Síntomas y daños

Los síntomas se observan una vez la enfermedad está en estado avanzado. Aparece un marchitamiento repentino de hojas, que primero amarillean y posteriormente se tornan marrones, tanto en épocas de mayor necesidad hídrica como durante la floración o en momentos de mayor temperatura ambiental. La zona afectada del tallo se hincha, mientras que cerca de la corona el tallo se vuelve a estrechar. El decaimiento avanza hacia el punto de unión con la corona, existiendo riesgo de que termine rompiéndose antes de la cosecha por golpes mecánicos o a causa del viento. Los tallos afectados se pueden observar recubiertos de micelio blanco-rosado o marrón-rojizo producido durante el crecimiento o esporulación del hongo en la superficie del tallo.

Periodo crítico para el cultivo

La enfermedad se hace notoria a partir de la floración y cuando la temperatura ambiental es mayor y las necesidades hídricas de la planta aumentan.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

La marchitez causada por *Fusarium* se puede observar con temperaturas elevadas en el momento de floración del lúpulo a principios de verano.

Medidas de prevención y/o culturales

- Debe realizarse un correcto manejo del riego, evitando encharcamientos.
- Se debe evitar la realización de labores culturales que puedan producir heridas en la parte basal de las plantas.
- En suelos ácidos añadir carbonato cálcico para aumentar el pH (tratar de mantener un pH superior a 7). Para el abonado nitrogenado, usar preferentemente fertilizantes nítricos frente a los amoniacales.
- Eliminar material vegetal infectado.
- Desinfección de las herramientas de trabajo.

Umbral/Momento de intervención

El mejor momento para intervenir es cuando se realizan las labores mecánicas con las que se puede hacer heridas en la planta.

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

No hay tratamientos autorizados. Se ha descrito el uso de antagonistas como *Bacillus subtilis* y *Trichoderma* spp. para el control de *Fusarium*.

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-productos/>

Bibliografía

Leslie, J.F. y Summerell, B.A. (2007). *The Fusarium Laboratory Manual*. Blackwell Publishing. Iowa (Estados Unidos). 388 pp. Disponible en:

<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/pdf/10.1002/9780470278376>

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). 854 pp. Disponible en:

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

Ocamb, C.M. y Bienapfl, J.C. (2009). Fusarium canker. En: *Compendium of hop diseases and pests* (Mahaffee, F.W.; Pethybridge, S.J. y Gent, D. H.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Minnesota USA).

Ocamb, C.M. y Gent, D.H. (2009). Fusarium canker. En: *Field guide for integrated pest management in hops* (3ª. Ed). (O'Neal, S. D.; Walsh, D. B., y Gent, D. H. (Eds)). U. S. Hop Industry Plant Protection Committee. Pullman (Estados Unidos). Disponible en:

<https://www.usahops.org/cabinet/data/Field-Guide.pdf>



Pseudoperonospora humuli (Miyabe & Takah.) G.W. Wilson (MILDIU)



1. Trepas infectadas



2. Infección sistémica de brotes: hojas cloróticas curvadas hacia abajo



3. Infección sistémica de brotes: detalle de clorosis foliar



4. Infección sistémica de brotes: masas de esporangios en el envés de las hojas y achaparramiento



5. Sintomatología en hojas



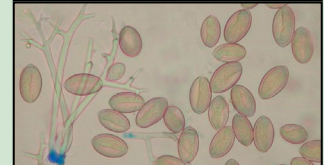
6 y 7. Arriba: lesiones en el haz de la hoja (infección sistémica y lesiones necróticas); abajo: lesiones en el envés (detalle de esporulación marrón-violácea)



8. Secado de tallos floríferos



9. Decoloración y manchas marrones en conos infectados



10. Esporangióforos sobre material vegetal (arriba) y esporangios (abajo)

Fotografías: M. Piedad Campelo, Universidad de León (1 y 4 a 10), Sara Mayo Prieto, Universidad de León (2 y 3)

Descripción

Pseudoperonospora humuli es el hongo fitopatógeno causante del mildiu, una de las enfermedades más importantes del lúpulo en las zonas productoras del hemisferio norte. Los daños causados por *P. humuli* pueden provocar la pérdida total de la cosecha debido a la infección de los tallos y de los conos.

La fase imperfecta (asexual, anamorfa) de *Pseudoperonospora humuli* produce esporangióforos, visibles mediante microscopio estereoscópico, que portan esporangios elipsoidales y papilados (forma de limón) y de color marrón-violáceo; en el interior de cada uno de ellos se encuentran hasta 15 zoosporas flageladas.

Las oosporas, estructuras invernantes de la fase perfecta (sexual, teleomorfa), son esféricas y de color marrón claro; se producen en las hojas y en los conos enfermos, si bien se considera que no forman parte relevante del ciclo de la enfermedad.

Ciclo biológico

P. humuli pasa el invierno como micelio en la corona y yemas latentes del rizoma, extendiéndose a los brotes en desarrollo durante la primavera. En las hojas y los tallos de los brotes infectados se producen los esporangios que sirven como inóculo para la propagación de la enfermedad.

La esporulación y la liberación de esporangios al aire tienen lugar cuando las condiciones de temperatura y humedad son favorables, requiriéndose presencia de luz, una humedad relativa superior al 80 % y temperaturas por encima de 5 °C (óptimo térmico 16-20 °C). Los esporangios contienen zoosporas, que se dispersan a través de corrientes de aire, estando también descrito el arrastre por lluvia.

Bajo condiciones adecuadas y presencia de agua libre el patógeno penetra en las hojas de lúpulo a través de los estomas abiertos, por lo que los ataques más graves de mildiu están relacionados con la lluvia diurna y no con la nocturna o el rocío.

La infección de mildiu en los brotes puede volverse sistémica, originando nuevas infecciones en brotes sanos o ramas laterales que darán lugar a nuevos esporangios que perpetúan la enfermedad. El micelio de los brotes infectados cerca de la corona puede progresar en sentido descendente e invadirla, permitiendo de este modo que el patógeno sobreviva al invierno.

Síntomas y daños

Los síntomas del mildiu pueden manifestarse en cualquier parte de la planta, desde las raíces hasta los brotes.

Los primeros síntomas de la enfermedad aparecen en primavera, en los brotes que emergen de la base de la planta, que se muestran achaparrados, con pequeñas hojas cloróticas curvadas hacia abajo y acortamiento de los entrenudos, síntoma de la infección sistémica de los brotes. Esto constituiría lo que puede denominarse como infección primaria. Un síntoma característico del mildiu es la presencia de masas de esporangios marrón-violáceos que recubren el envés de las hojas de estos primeros brotes y que propician el avance de la enfermedad, generando la infección secundaria: a través de los esporangios se produce la infección de nuevos brotes que muestran síntomas análogos a los descritos, salvo que las hojas basales suelen estar sanas y el acortamiento de entrenudos no es tan acusado. Los tallos jóvenes infectados de las trepas se deforman, detienen su crecimiento y pueden desprenderse del tutor.

En el haz de las hojas el síntoma inicial es la coloración verde pálido o amarillo claro y el aspecto aceitoso en el área próxima al punto de unión con el pedúnculo (infección sistémica), o la aparición de manchas con esta coloración y aspecto, pequeñas, angulares, limitadas por los nervios y dispersas (infección foliar). En el envés de las hojas, especialmente en condiciones

de alta humedad ambiental, y coincidiendo con las manchas del haz se observa la característica esporulación marrón-violácea. A medida que avanza la infección los tejidos afectados se necrosan, observándose alrededor un halo clorótico.

Los tallos floríferos se secan y la infección puede inhibir la formación de conos o detener su desarrollo. Si los conos se desarrollan y se infectan, se observa decoloración, estriado y manchas marrones en brácteas y bractéolas, lo que los deprecia comercialmente. Los ataques del hongo pueden devaluar y destruir la cosecha, ya que suponen pérdidas directas en peso y en el contenido en alfa-ácidos de los conos.

En las raíces y en la corona la enfermedad se reconoce por la presencia de manchas o estrías de color marrón rojizo en los tejidos próximos a la corteza o de podredumbres.

Las reservas de carbohidratos se reducen en las plantas infectadas sistémicamente lo que conlleva un debilitamiento progresivo de la planta, la merma en su rendimiento e incluso la muerte. Así, en algunas variedades altamente sensibles (como Columbus) se produce la podredumbre íntegra de la corona, mientras que en otras la infección sistémica del sistema radicular puede no presentar ningún síntoma más que una reducción general de vigor.

Periodo crítico para el cultivo

Los dos períodos críticos se encuentran en el período de trepado, y al comienzo de la floración y los estados iniciales de desarrollo del cono.

Durante el trepado un ataque severo puede provocar la pérdida de todas las trepas, teniendo que seleccionar de nuevo brotes sanos y proceder a repetir la operación, con el consiguiente retraso en el ciclo de cultivo y reducción moderada a severa del rendimiento.

Las pérdidas de rendimiento más severas se producen cuando la infección tiene lugar durante la floración o en las primeras etapas del desarrollo del cono.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Prestar especial atención a la aparición de síntomas cuando las condiciones son adecuadas para el desarrollo de la enfermedad.

La infección de yemas, hojas y conos se ve favorecida por determinadas condiciones de temperatura y humedad que, de forma general, varían entre 15 y 29 °C y presencia de agua libre durante 1,5 a 2 horas. La infección de los brotes requiere la presencia de agua durante un mínimo de 3 horas y un rango térmico de 8 a 23 °C. Por debajo de 5 °C pueden producirse también infecciones foliares, pero requieren más de 24 horas de humedad persistente.

Los síntomas en los brotes se desarrollan entre los 7 y los 22 días siguientes a la infección bajo un rango térmico de 9-20 °C, mientras que los foliares lo hacen entre los 3 y los 10 días posteriores, con un intervalo de temperaturas de 7-28 °C.

Medidas de prevención y/o culturales

- Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado.
- Eliminar la posible flora arvense con el fin de reducir la humedad ambiental.
- Emplear variedades resistentes.
- Utilizar rizomas o plantas de calidad (libres de patógenos).
- Realizar la poda lo más tarde posible.

- Seleccionar trepas sanas y vigorosas.
- Eliminar el follaje basal de las plantas (repelado), retirarlo de la parcela y destruirlo.
- Favorecer la aireación de las plantas y la reducción de la humedad mediante laboreo del suelo entre calles, evitando el empleo de cobertura vegetal en las mismas.

Umbral/Momento de intervención

La aplicación de fungicidas preventivos y curativos al inicio de la primavera es fundamental para minimizar la propagación y reducir la infección sistémica de la corona.

En algunas regiones productoras se emplean sistemas predictivos del riesgo de infección en función de la humedad relativa, la lluvia, la temperatura y, en algunos casos, el nivel de inóculo, para programar las aplicaciones fungicidas en función del riesgo. En regiones productoras de países europeos se analiza la concentración de esporangios en el aire empleando trampas de esporas.

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, si bien las fuentes de resistencia a *P. humuli* son escasas; además, la susceptibilidad de los mismos a la infección en las distintas partes de la planta (corona, hojas o conos) es variable. Las variedades europeas como Magnum y Perle son más resistentes a la infección foliar que las americanas como Columbus o Nugget. Las variedades totalmente resistentes no se cultivan comercialmente por limitaciones agronómicas y por sus deficientes atributos de calidad para la elaboración de cerveza, pero sí como material reproductor para el desarrollo de nuevos cultivares.

Medios químicos

Los fungicidas con sistemía descendente se utilizan preferentemente al comienzo del ciclo de cultivo para limitar la infección de los primeros brotes, mientras que los fungicidas de contacto y penetrantes se usan más tarde para controlar infecciones secundarias. Estos últimos deben aplicarse de manera preventiva, cuando se estime un riesgo elevado de ataque del patógeno.

Para prevenir la infección sistémica del rizoma, sería adecuado un tratamiento con un producto con amplia capacidad de translocación, descendente y gran persistencia, aplicándolo en los brotes que surgen antes de la parada vegetativa invernal.

Para evitar la aparición de resistencias, si es necesario repetir el tratamiento, se deben 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:

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

Bibliografía

- Campelo, M. P.; Lorenzana, A.; Marcos, M. F. y Palomo, J. L. (2011). Ficha 380: *Pseudoperonospora humuli* (Miyabe & Takah.) G. W. Wilson en lúpulo (*Humulus lupulus* 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_380.pdf
- Francis, S. M. (1977). *Pseudoperonospora humuli*. *CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria*. N°. 769.
- Johnson, D.A.; Engelhard, B. y Gent, D. H. (2009). Downy mildew. En: *Compendium of hop diseases and pests* (Mahaffee, F.W.; Pethybridge, S.J. y Gent, D. H.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Minnesota USA).
- Lizotte, E.; Hodgson, E. y Filotas, M. (2019). Exploración del lúpulo. *Guía de bolsillo para la región superior del medio oeste y el noreste de Estados Unidos y del este de Canadá*. Michigan State University. 62 pp. Disponible en: https://www.usahops.org/img/blog_pdf/173.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
- Neve, R. A. (1991). *Hops*. Ed. Chapman and Hall. Londres (Reino Unido). 272 pp.
- Gent, D.H.; Johnson, D. A.; Gevens, A. J. y Hausbeck, M. K. (2015). Downy mildew. En: *Field guide for integrated pest management in hops* (3ª. Ed). (O'Neal, S. D.; Walsh, D. B., y Gent, D. H. (Eds)). U. S. Hop Industry Plant Protection Committee. Pullman (Estados Unidos). Disponible en: <https://www.usahops.org/cabinet/data/Field-Guide.pdf>
- Purayannur, S.; Gent, D. H.; Miles, T. D., Radišek, S. y Quesada-Ocampo, L. M. (2021). *The hop mildew pathogen Pseudoperonospora humuli*. *Molecular Plant Pathology*, 0: 1-14. Disponible en: <https://doi.org/10.1111/mpp.13063>
- Royle, D. J. (1992). *Pseudoperonospora humuli* (Miyabe & Takahashi) G. Wilson. 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).
- Vega-Escandón, F. (1970). *Enfermedades criptogámicas. Peronospora del lúpulo*. Ed. S.A. Española de Fomento del Lúpulo. 23 pp.



Podosphaera macularis (Wallr.) U. Braun & S. Takam. (OÍDIO)



1. Trepas infectadas



2. Sintomatología en hojas: pústulas blancas



3. Síntomas en brotes



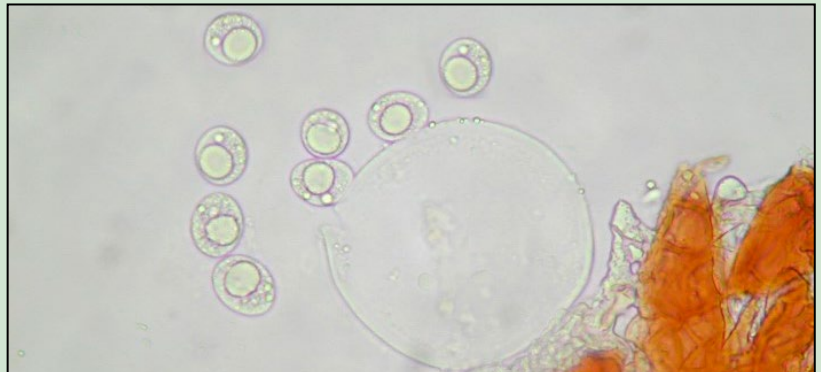
4. Atrofia y deformación severa en conos jóvenes infectados



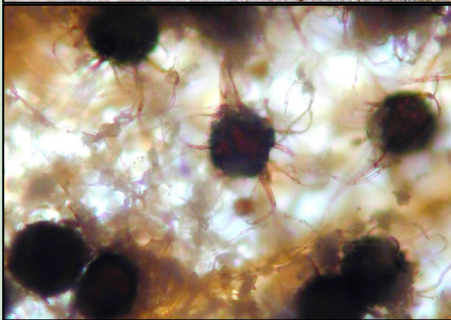
5. Cono en maduración infectado: coloraciones rojizas y presencia de micelio



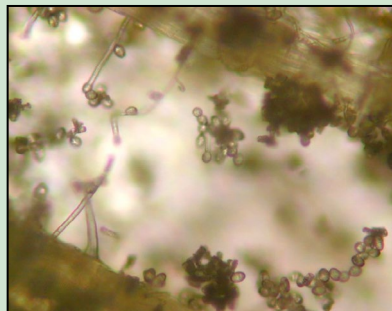
6. Detalle de conos en maduración infectados



9. Liberación de las 8 ascosporas que contiene el asca de *P. macularis*



7 y 8. Chasmothecios de *P. macularis* sobre las brácteas de los conos (arriba) y bajo microscopio estereoscópico (abajo)



10. Conidióforos y conidios de *P. macularis* bajo microscopio estereoscópico



11. Cadenas de conidios de *P. macularis* bajo microscopio óptico

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León (1, 2 y 4), Sara Mayo Prieto, Universidad de León (3), M. Piedad Campelo, Universidad de León (5 a 11)

Descripción

Podosphaera macularis (sinónimos *Sphaerotheca macularis*, *Sphaerotheca humuli*) es un ectoparásito estricto específico de *Humulus* spp.

La fase perfecta (sexual, teleomorfa) produce chasmotecios (cleistotecios) redondeados, inicialmente amarillentos, y negruzcos tras la maduración, observables directamente sobre el material vegetal atacado (especialmente en los conos). En su interior se forma una única asca globulosa con hasta 8 ascosporas, que se liberan en presencia de humedad ambiental.

La fase imperfecta (asexual, anamorfa) produce cadenas de conidios elipsoidales y cilíndricos, observables bajo microscopio óptico, que son capaces de germinar en condiciones de sequía.

Ciclo biológico

El patógeno persiste durante el invierno en forma de micelio en las yemas latentes de la corona y por los chasmotecios presentes en los restos del cultivo infectados en la campaña anterior.

Las yemas de la corona infectadas dan lugar a brotes enfermos, sobre los que el hongo formará los primeros conidios (esporas asexuales), que son dispersados por viento, salpicaduras, insectos o por la manipulación en las labores de cultivo. De igual forma, con las lluvias primaverales y temperaturas superiores a los 10 °C, los chasmotecios maduros liberan las ascosporas (esporas sexuales) que pueden infectar las hojas próximas al suelo. Las colonias del hongo formadas por la germinación de ambos tipos de esporas son idénticas en apariencia.

Síntomas y daños

Afecta a la parte aérea de la planta, pudiendo aparecer colonias pulverulentas de color blanco en hojas, brotes, tallos y conos.

En primavera, el primer síntoma observable es la formación en las hojas jóvenes de unas pequeñas ampollas elevadas; sobre ellas se desarrollarán las pústulas blancas características con esporulación pulverulenta. En la parte opuesta de la hoja a estas pústulas se puede observar una ligera clorosis. A medida que las hojas envejecen se hacen menos susceptibles.

El micelio invade los brotes, deforma y aborta las flores y atrofia los conos jóvenes, en los que causa deformación severa. Los conos atacados en estadios avanzados maduran prematuramente y presentan coloraciones rojizas, síntoma que podría confundirse con el producido por un ataque de araña roja e incluso por otros hongos. Estos conos se desintegran durante el procesado mecánico y, además, con el secado pueden decolorarse, volviéndose de color verde pálido. Como resultado, se producen importantes pérdidas cuantitativas y cualitativas, especialmente si los ataques son tempranos.

Periodo crítico para el cultivo

Los conos jóvenes son muy susceptibles a la infección, que puede ocasionar importantes pérdidas de rendimiento (reducción de peso de la cosecha), disminución del contenido de alfa-ácidos y maduración prematura. Con la madurez, los conos se vuelven algo menos susceptibles, y la infección no repercute en el contenido de alfa-ácidos, pero sí en el rendimiento, que puede mermar hasta en un 20 %.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Prestar especial atención a la aparición de síntomas cuando las condiciones son adecuadas para el desarrollo de la enfermedad.

El desarrollo de la enfermedad se ve favorecido por un crecimiento rápido y vigoroso de las plantas, por temperaturas suaves (rango térmico entre 8 y 28 °C), elevada humedad (especialmente nocturna) y por una climatología nubosa. El óptimo térmico se establece entre 18-21 °C, pudiendo el hongo completar un ciclo de infección en 5 días si el resto de condiciones son favorables y la variedad es muy susceptible; con temperaturas más bajas la duración de ciclo se amplía hasta los 21 días, y con temperaturas superiores a 30 °C durante más de 3 horas la infección y la esporulación se reducen un 50 %.

Medidas de prevención y/o culturales

- Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado.
- Eliminar la posible flora arvense con el fin de reducir la humedad ambiental.
- Emplear variedades resistentes.
- Utilizar rizomas o plantas de calidad (libres de patógenos).
- Retirar y destruir los restos de cosecha del año anterior.
- Realizar una fertilización adecuada, pero no excesiva especialmente en relación con la aportación de nitrógeno.
- Seleccionar trepas sanas y vigorosas.
- Eliminar el follaje basal de las plantas (repelado) a mitad de temporada (trepas con altura de 2,5-3 metros) sin dañar el brote en crecimiento, retirarlo de la parcela y destruirlo. La aplicación de esta medida en los dos primeros años de cultivo podría reducir el rendimiento.
- Programar el riego adecuadamente, sin que sea excesivo.
- Regar preferentemente mediante sistemas de riego por goteo.
- Si la infección por oídio es tardía se debe valorar la posibilidad de adelantar la cosecha a fin de minimizar los daños en los conos, si bien esta medida, en algunas variedades, podría reducir el rendimiento no sólo en la campaña actual, sino también en las siguientes.

Umbral/Momento de intervención

Es recomendable la aplicación de un fungicida a finales del mes de mayo o durante el mes de junio para controlar la infección de las hojas en el caso de que fuese necesario.

Es muy importante asegurar un control erradicante en los estadios de floración y formación del cono floral. En estos estadios, con una presión alta del hongo, es necesario recurrir a tratamientos químicos eficaces, y así reducir significativamente la incidencia de la enfermedad en la cosecha.

En algunas regiones productoras se emplean sistemas predictivos del riesgo de infección.

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 productos fungicidas preventivos, a base de microorganismos antagonistas, autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.

Medios biotecnológicos

Utilizar cultivares resistentes o tolerantes, si bien en algunos de ellos, como Nugget, el comportamiento frente al hongo depende de las condiciones edafoclimáticas de la zona de cultivo y de las cepas del hongo presentes. Las variedades Magnum y Perle son sensibles y Columbus moderadamente sensible.

Medios químicos

Dado que es necesario asegurar un control erradicante en los estadios de floración e inicio de la formación del cono floral, se recurrirá en estos dos momentos críticos a medios químicos.

Los fungicidas cúpricos empleados para el control del mildiu parecen reducir ligeramente la susceptibilidad de las plantas a la infección.

Para evitar la aparición de resistencias, si es necesario repetir el tratamiento, alternar productos con distintas materias activas y modos de acción, y respetar el resto de pautas de manejo.

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-productos/>

Bibliografía

Campelo, M.P.; Lorenzana, A.; Gómez-Bernardo, E. M. y Palomo, J. L. (2004). Ficha 263: *Sphaerotheca humuli* (DC.) Burrill en lúpulo (*Humulus lupulus* 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_263.pdf

Gent, D. H.; Claassen, B.; Wiseman, M. y Santamaria, L. (2019). *Managing powdery mildew in hop. Best practices*. Oregon State University. 6 pp. Disponible en:

<https://catalog.extension.oregonstate.edu/sites/catalog/files/project/pdf/em9256.pdf>

Gent, D. H.; Nelson, M. E.; Gadoury, M.; Gevens, A. J. y Hausbeck, M. K. (2015). Powdery mildew. En: *Field guide for integrated pest management in hops* (3ª. Ed). (O'Neal, S. D.; Walsh, D. B., y Gent, D. H. (Eds)). U. S. Hop Industry Plant Protection Committee. Pullman (Estados Unidos). Disponible en:

<https://www.usahops.org/cabinet/data/Field-Guide.pdf>

Lizotte, E.; Hodgson, E. y Filotas, M. (2019). *Exploración del lúpulo. Guía de bolsillo para la región superior del medio oeste y el noreste de Estados Unidos y del este de Canadá*. Michigan State University. 62 pp. Disponible en:

https://www.usahops.org/img/blog_pdf/173.pdf

Mahaffee, W. F.; Engelhard, B.; Gent, D. H. y Grove, G. G. (2009). Powdery mildew. En: *Compendium of hop diseases and pests* (Mahaffee, F.W.; Pethybridge, S.J. y Gent, D. H.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Minnesota USA).

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

Neve, R. A. (1991). *Hops*. Ed. Chapman and Hall. Londres (Reino Unido). 272 pp.

Royle, D. J. (1992). *Sphaerotheca humuli* (DC.) Burrill. 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).

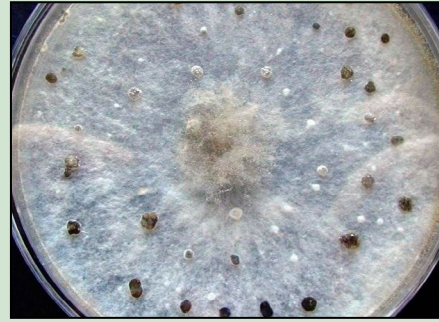
Vega-Escandón, F. (1965). *El oídio del lúpulo. Plaga peligrosa*. Ed. S.A. Española de Fomento del Lúpulo. 14 pp.



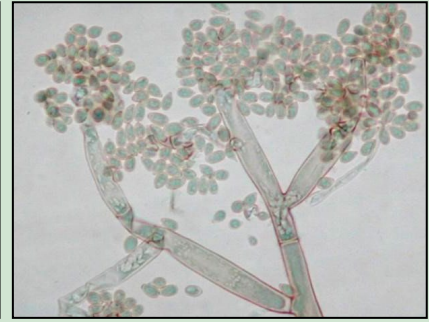
Botrytis cinerea Pers. (PODREDUMBRE GRIS)



1. Cono infectado: coloración marrón en la punta con crecimiento de micelio del hongo



2. Crecimiento de cepa de *B. cinerea* formadora de esclerocios en medio agar de patata glucosado (APD)



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

Fotografías: Sebastjan Radisek, Slovenian Institute for Hop Research and Brewing (1), M. Piedad Campelo, Universidad de León (2 y 3)

Descripción

El moho gris es una enfermedad menor causada por *Botrytis cinerea* (*Botryotinia fuckeliana* (De Bary) Whetzel), un hongo que se considera como un parásito de debilidad, pues en la mayoría de los casos necesita la existencia de daños o un debilitamiento de la planta hospedante para producir la infección (por ejemplo, asociado al patógeno causante del mildiu).

Botrytis cinerea es un patógeno común y ampliamente extendido que se encuentra en numerosos cultivos (alubia, vid, fresa, árboles frutales). Se caracteriza por poseer abundantes conidios (esporas asexuales) con forma oval en el extremo de conidióforos, que presentan una estructura ramificada y poseen una coloración gris. En condiciones adversas el hongo puede sobrevivir en materiales orgánicos (restos vegetales) o en el suelo desarrollando unas estructuras de resistencia, los esclerocios, que se mantienen en reposo e inactivas. Los esclerocios están formados por una masa compacta de micelio endurecido de color negro que contiene reservas alimenticias. Cuando las condiciones se tornan favorables germinan produciendo conidióforos, de los cuales surgen conidios que se dispersan por el viento y la lluvia causando nuevas infecciones.

El rango de temperaturas en que se desarrolla la infección es de 0 a 35 °C, siendo su temperatura óptima de 20 °C.

Síntomas y daños

El síntoma más común es una decoloración bronceada a marrón oscuro de la punta del cono que puede extenderse por las brácteas y bractéolas proporcionando una apariencia rayada. Los síntomas pueden ser confundidos con los producidos por *Alternaria alternata*, pero a diferencia de la alternariosis del cono, en estadios más avanzados de la enfermedad, *B. cinerea* cubre completamente el cono convirtiéndose en un moho gris difuso y mullido. Aunque los daños afectan principalmente al cono, también se han descrito en tallos, hojas, flores y en los brotes jóvenes, así como en las raíces en forma de manchas marrones.

A nivel cualitativo la presencia de *B. cinerea* produce un descenso en calidad del cono.

Periodo crítico para el cultivo

Las inflorescencias o los conos son muy susceptibles cuando se están desarrollando y madurando.

La aparición del moho gris se ve favorecida por la escasez de aire y luz, exceso de humedad del suelo y del aire, temperaturas fuertemente cambiantes, temperaturas altas, daños por heladas, quemas, insectos o maquinaria, y manejo inapropiado de otras enfermedades asociadas a este patógeno.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Es aconsejable observar el cultivo cuando la humedad y la temperatura sean altas, especialmente, en el caso de que se hayan producido heridas.

Medidas de prevención y/o culturales

- Mejorar el flujo del aire y la llegada de luz, aumentando el espacio entre líneas y plantas, además de efectuar labores de repelado basal de las hojas.
- Riego adecuado que acorte la duración de la humedad en el cono.
- Reducir los daños mecánicos sobre el cultivo y los daños causados por artrópodos.

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

Existen productos fungicidas preventivos, a base de microorganismos antagonistas, autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.

Medios químicos

Este hongo es sensible a determinadas materias activas empleadas para el control del oídio; en un cultivar con un control adecuado para oídio es difícil observar daños por *Botrytis*.

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-productos/>

Bibliografía

Gent, D. H. (2015). Gray mold. En: *Field guide for integrated pest management in hops* (3ª. Ed). (O'Neal, S. D.; Walsh, D. B., y Gent, D. H. (Eds)). U. S. Hop Industry Plant Protection Committee. Pullman (Estados Unidos). Disponible en:

<https://www.usahops.org/cabinet/data/Field-Guide.pdf>

Lizotte, E.; Hodgson, E. y Filotas, M. (2019). *Exploración del lúpulo. Guía de bolsillo para la región superior del medio oeste y el noreste de Estados Unidos y del este de Canadá*. Michigan State University. 62 pp. Disponible en:

https://www.usahops.org/img/blog_pdf/173.pdf

Plant diseases: Treating diseases affecting hops plants in gardens. Disponible en:
<https://www.gardeningknowhow.com/edible/vegetables/hops/hops-plant-diseases.htm>

Plant village. Hop. Disponible en:
<https://plantvillage.psu.edu/topics/hop/infos>



***Verticillium dahliae* Kleb. y *V. nonalfalfae* Inderbitzin, H.W. Platt, Bostock, R.M. Davis & K.V. Subbarao (VERTICILLOSIS)**



1. Planta mostrando síntomas foliares de *V. nonalfalfae*



2. Planta afectada por *Verticillium*: Amarillamiento de hojas con necrosis y enrollamiento de borde



3. Detalle de hoja atacada por *V. nonalfalfae*



4. Engrosamiento de tallos afectados por una cepa no letal de *Verticillium*, enrollados con un tallo no atacado



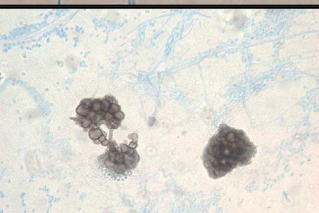
5. Corte longitudinal de un tallo afectado: oscurecimiento de todo el tejido vascular, síntoma típico de las cepas letales



6. Corte transversal de un tallo afectado: oscurecimiento del tejido vascular limitado al centro, síntoma típico de las cepas no letales



7. Planta atacada por *V. dahliae*, sin hojas y con conos marchitos



8 y 9. Conidióforos con fiálidas y conidios (arriba) y microseclerocios (abajo) de *V. dahliae*

Fotografías: David Gent, USDA Agricultural Research Service, Bugwood.org (1 y 3), Sebastjan Radisek, Slovenian Institute for Hop Research and Brewing (2, 4, 5 y 6), M. Fe Marcos, Universidad de León (7, 8 y 9)

Descripción

La verticilosis es una importante enfermedad vascular de muchas plantas, tanto herbáceas como arbóreas. En el lúpulo ha sido detectada en la mayor parte de regiones productoras. Es originada por dos especies fúngicas próximas, *Verticillium dahliae* y *V. nonalfalfae* (antes *V. albo-atrum*). En general, *V. dahliae* suele causar menores daños, si bien su rango de hospedantes es más amplio. Ambas especies son consideradas plagas reguladas no cuarentenarias en relación con los vegetales de *Humulus lupulus* para plantación distintos de las semillas, reguladas a través del Reglamento (UE) 2016/2031 de 26 de octubre, relativo a las medidas de protección contra las plagas.

Las dos especies producen abundantes conidióforos hialinos, ramificados verticilarmente y con 2-4 fiálidas en cada nódulo, que producen conidios en el ápice. Como estructuras de supervivencia *V. dahliae* forma microesclerocios hialinos, pardo oscuros o negros, mientras que *V. nonalfalfae* produce un micelio pardo oscuro a negruzco, aunque algunas veces tiene sectores hialinos.

Verticillium sobrevive en el suelo y penetra, bien directamente o a través de heridas, por las raíces del lúpulo, llegando hasta el xilema desde donde se extienden al resto de la planta. El propio crecimiento del hongo y las toxinas que produce interrumpen el movimiento de agua y nutrientes, originando los síntomas de marchitamiento. A medida que los tejidos de la planta se necrosan o mueren, se formarán las estructuras de supervivencia que caerán al suelo, constituyendo inóculo para un nuevo ciclo.

La diseminación del patógeno en las parcelas de lúpulo ocurre a través de las labores de cultivo y el movimiento de plantas infectadas. Diversas plantas adventicias comunes en el lúpulo pueden ser infectadas por *Verticillium* spp. En ausencia de hospedantes, *V. dahliae* puede sobrevivir hasta más de 15 años en el suelo y *V. nonalfalae* de 3 a 4 años.

Síntomas y daños

Los síntomas de la enfermedad dependen de la agresividad de la cepa de *Verticillium*. Con cepas no letales de *V. nonalfalae* los síntomas normalmente se inician en las hojas de la parte baja de la planta, como un amarilleamiento con necrosis entre los nervios y enrollamiento hacia arriba de los bordes. Estas hojas caen fácilmente. Los tallos afectados se engruesan, su epidermis se vuelve rugosa y si se cortan muestran el tejido vascular oscurecido, eventualmente podrían marchitarse por completo. La gravedad de los síntomas puede variar de un año a otro; así, plantas afectadas durante una campaña podrían recuperarse y mostrarse sanas al año siguiente. Por el contrario, las cepas letales de esta especie originan un rápido colapso de tallos laterales y hojas, matando a las plantas de variedades sensibles. El engrosamiento de la trepa es menos evidente en este caso, si bien el oscurecimiento vascular es más patente. En este caso los síntomas son progresivamente más severos en el tiempo, independientemente del clima y las prácticas de manejo.

Los síntomas originados por *V. dahliae* dependen de las condiciones climáticas y de la variedad. En algunos casos sólo se aprecia un engrosamiento de los tallos afectados y un amarilleamiento generalizado de las hojas de la parte inferior de los tallos principales, observándose una cierta decoloración marrón al cortarse estos.

Periodo crítico para el cultivo

Si el marchitamiento es originado por las cepas no letales de *Verticillium*, los primeros síntomas en hojas aparecen a finales de julio o principios de agosto y sólo se ven afectados algunos de los tallos. Los tallos laterales generalmente no muestran síntomas. Sin embargo, si el marchitamiento es causado por las cepas letales, los primeros síntomas se muestran durante la formación de los conos. En dos o tres semanas todas las hojas mueren y normalmente caen, mientras que los conos permanecen y se marchitan con la trepa.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Esta enfermedad en el lúpulo puede manifestarse de forma suave o letal, dependiendo de la virulencia del patógeno, la sensibilidad de la variedad y los factores ecológicos. La temperatura del suelo y del aire afectan al desarrollo de la enfermedad; así, la infección por *V. dahliae* se ve favorecida por temperaturas de 21-25 °C, mientras que el óptimo térmico de *V. nonalfalae* se encuentra entre 21-24 °C. La distribución de las plantas afectadas por cepas no letales en la parcela suele ser dispersa y la incidencia de la enfermedad se asocia a una excesiva humedad del suelo. En el caso de las cepas letales la incidencia está menos influida por condiciones climáticas.

Medidas de prevención y/o culturales

- Plantar rizomas o plantas libres de ambas especies.
- Plantar en suelos libres del hongo. Para ello, pueden realizarse análisis de suelo, especialmente indicados en aquellas parcelas donde con anterioridad hubiese habido cultivos susceptibles de padecer verticilosis.
- Plantar variedades resistentes o tolerantes, especialmente en zonas con cepas letales de *Verticillium*. La variedad Nugget se describe como poco resistente a las cepas no letales y bastante poco resistente a las letales. Magnum se reseña como bastante resistente a las cepas no letales y Perle como menos susceptible a estas cepas.
- Reducir las labores de cultivo.
- Reducir el abonado nitrogenado.
- Favorecer la riqueza biológica del suelo, mediante un incremento de la materia orgánica. Suelos con elevada biodiversidad propician un equilibrio ecológico que reduce la presencia de *Verticillium* y otros organismos nocivos.
- Eliminar plantas adventicias sensibles a la verticilosis como *Portulaca*, *Xanthium*, *Amaranthus* y *Chenopodium*.
- Limpieza de equipos entre parcelas para evitar la dispersión del patógeno.
- No realizar compost con los restos de cultivo de parcelas infectadas.
- Destruir plantas afectadas y las contiguas.

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

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-productos/>

Bibliografía

Agrios, G.N. (2004). *Fitopatología*. Limusa Noriega Editores. Méjico. 838 pp.

- Bayerische Landesanstalt für Landwirtschaft (LfL). (2020). *Hopfen 2020. Anbau, Sorten, Düngung, Pflanzenschutz, Ernte*. Freising (Alemania). Disponible en:
https://www.lfl.bayern.de/mam/cms07/ipz/dateien/hopfen_gr%C3%BCnes_heft_2020.pdf
- Beltrán, C. y Pérez de Algaba, A. (2006). Ficha 79: *Verticillium dahliae* Kleb. (verticilosis) en cultivos leñosos. En: *Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales*. 2ª. Ed. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid (España). Disponible en:
https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/plataforma_conocimiento/fichas/pdf/fd_079.pdf
- Diario Oficial de la Unión Europea L317. (2016). *Reglamento (UE) 2016/2031 del Parlamento europeo y del consejo de 26 de octubre de 2016 relativo a las medidas de protección contra las plagas de los vegetales*. Oficina de Publicaciones de la Unión Europea. Luxemburgo. 116 pp. Disponible en:
<https://eur-lex.europa.eu/legal-content/ES/TXT/PDF/?uri=OJ:L:2016:317:FULL&from=ES>
- European and Plant Protection Organization. (2007). *Verticillium albo-atrum and V. dahliae on hop*. Diagnostic. Bulletin OEPP/EPPO, 37 (3): 528-535. Disponible en:
<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/epdf/10.1111/j.1365-2338.2007.01160.x>
- Gent, D.H. y Nelson, M.E. (2015). Verticillium Wilt. En: *Field guide for integrated pest management in hops* (3ª. Ed). (O'Neal, S. D.; Walsh, D. B., y Gent, D. H. (Eds)). U. S. Hop Industry Plant Protection Committee. Pullman (Estados Unidos). Disponible en:
<https://www.usahops.org/cabinet/data/Field-Guide.pdf>
- Lizotte, E.; Hodgson, E. y Filotas, M. (2019). *Exploración del lúpulo. Guía de bolsillo para la región superior del medio oeste y el noreste de Estados Unidos y del este de Canadá*. Michigan State University. 62 pp. Disponible en:
https://www.usahops.org/img/blog_pdf/173.pdf
- Martín, A. y Ruíz, M. Z. (Coords.) (2004). *Guía de Gestión Integrada de Plagas. Olivar*. Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente. Madrid (España). 181 pp. Disponible en:
[https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/GUIAOLIVAR%20\(2\)_tcm30-57939.pdf](https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/GUIAOLIVAR%20(2)_tcm30-57939.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). 854 pp. Disponible en:
https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/publicaciones/patogenos%20final_tcm30-57872.pdf
- Radisek, S. (2009). Verticillium Wilt. En: *Compendium of hop diseases* (Mahaffee, W.F.; Pethybridge, S.J.; Gent, D.H.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Minnesota USA).
- Tjamos, E. C. (1992). *Verticillium dahliae* Kleb. y *Verticillium albo-atrum* Reinke & Berthold. 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).



Apple mosaic virus, Arabis mosaic virus, Complejo Carlavirus (American hop latent virus, Hop latent virus, Hop mosaic virus), Prunus necrotic ringspot virus, Humulus japonicus latent virus (VIRUS)



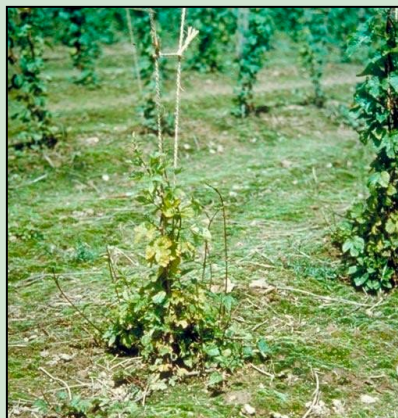
1. Manchas cloróticas en forma de anillos en hojas de planta infectada por *Apple mosaic virus* (ApMV)



2. Detalle de hoja infectada por ApMV: manchas anulares necróticas con patrón de "hoja de roble"



3. Deformación de hojas producida por *Arabis mosaic virus* (ArMV)



4. Retraso severo en el desarrollo de planta infectada por ArMV



5. Atrofia de brotes y rizado de hojas en planta infectada por ArMV

Fotografías: David Gent, USDA Agricultural Research Service, Bugwood.org (1 y 2), A. Eppler, Justus-Liebig Universität, Bugwood.org (3, 4 y 5)

Descripción

Los principales virus que pueden afectar al cultivo del lúpulo 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	Transmisión	Otros hospedantes	Síntomas
<i>Apple mosaic virus</i> Sinónimo: <i>Hop virus A</i>	ApMV	Virus del mosaico del manzano	Propagación de plantas, injerto de raíces, labores culturales como corte, entutorado, deshojado o aclarado	Manzano y otras especies de <i>Malus</i> Avellano (<i>Corylus</i> sp.) Frutales de hueso Rosal (<i>Rosa</i> sp.), Frambueso (<i>Rubus idaeus</i>) y otras rosáceas Pepino (<i>Cucumis sativus</i>)	Asintomático primeros años. Manchas cloróticas en forma de anillos, pudiendo crear patrones en forma de hoja de roble, hasta volverse necróticas Reducción del cono y del contenido en alfa-ácidos y beta-ácidos del 50 % Aparición de síntomas con temperaturas inferiores a 26 °C

Nombre científico	Siglas	Nombre común	Transmisión	Otros hospedantes	Síntomas
<i>Arabidopsis mosaic virus</i> Sinónimo: <i>Hop bare-bine</i>	ArMV	Virus del mosaico de <i>Arabidopsis</i>	Propagación de plantas Nematodo vector: <i>Xiphinema diversicaudatum</i>	Apio (<i>Apium graveolens</i>) Frambueso (<i>R. idaeus</i>) Fresa (<i>Fragaria</i> spp.) Gladiolo (<i>Gladiolus</i> spp.) Lechuga (<i>Lactuca sativa</i>) Olivo (<i>Olea europaea</i>) Ornamentales como cornejo blanco (<i>Comus florida</i>), aligustre (<i>Ligustrum</i> sp.), lilo (<i>Syringa vulgaris</i>), plantas del género <i>Phlox</i> Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>) Ruibarbo (<i>Rheum rhabarbarum</i>) Saúco (<i>Sambucus</i> sp.) Vid (<i>Vitis vinifera</i>) Plantas del género <i>Prunus</i>	Pocos brotes, rígidos y erguidos que no trepan Entrenudos cortos Coloraciones amarillas en hojas con tendencia a partirse, pequeñas, débiles, traslúcidas, y con manchas aceitosas en el espacio internerval No se presentan los síntomas en brotes con altas temperaturas
<i>Prunus necrotic ringspot virus</i> Sinónimos: <i>Hop B virus</i> , <i>Hop C virus</i>	PNRSV	Virus de los anillos necróticos de los <i>Prunus</i>	Propagación de plantas, injerto de raíces, mecánica	Frutales de hueso del género <i>Prunus</i> Rosal (<i>Rosa</i> sp.) Pepino (<i>C. sativus</i>) Quinoa (<i>Chenopodium quinoa</i>)	Necrosis y manchas perforantes del limbo Presencia de mosaicos, dibujos cloróticos anulares o en arabescos, deformaciones foliares y disminución del crecimiento La necrosis puede afectar a hojas, brotes, ramas y tronco Las deformaciones foliares varían entre curvaturas, distorsión, rugosidad y presencia de abultamientos en el envés del limbo
<i>Humulus japonicus latent virus</i>	HJLV	Virus latente de <i>Humulus japonicus</i>	Propagación de plantas, mecánica, por semilla, polen de quinoa	Lúpulo japonés (<i>Humulus japonicus</i>) Pepino (<i>C. sativus</i>) Quinoa (<i>C. quinoa</i>)	Asintomático Los síntomas se pueden confundir con ApMV

Complejo Carlavirus (AHLV, HpLV, HpMV)					
Nombre científico	Siglas	Nombre común	Transmisión	Otros hospedantes	Síntomas
<i>American hop latent virus</i>	AHLV	Virus americano latente del lúpulo	Propagación de plantas, mecánica Pulgón vector: <i>Phorodon humuli</i>	Pepino (<i>Cucumis sativus</i>) Judía (<i>Phaseolus vulgaris</i>), judía de carilla o caupí (<i>Vigna unguiculata</i>) Malva real (<i>Lavatera trimestris</i>) Cenizos (<i>Chenopodium album</i> , <i>C. vulvaria</i>)	Asintomático Reducción producción de conos en un 14 % y del contenido de alfa-ácidos hasta el 12 %
<i>Hop latent virus</i>	HpLV	Virus latente del lúpulo	Pulgones vectores: <i>Phorodon humuli</i> , <i>Macrosiphum euphorbiae</i> , <i>Myzus persicae</i>	Clavelina (<i>Dianthus deltoides</i>)	Asintomático Reducción producción de conos en 70 % y del contenido de alfa-ácidos hasta el 40 %
<i>Hop mosaic virus</i>	HpMV	Virus del mosaico del lúpulo	Pulgones vectores: <i>Phorodon humuli</i> , <i>Macrosiphum euphorbiae</i> , <i>Myzus persicae</i>	Ortiga menor (<i>Urtica urens</i>)	Presencia de mosaico clorótico en hojas Nervios principales más marcados Retraso del crecimiento Las trepas se caen de la cuerda Reducción en producción de conos en 62 % y del contenido de alfa-ácidos hasta el 18 %

Periodo crítico para el cultivo

La gravedad de estas virosis depende de la tolerancia de la variedad y del momento de la infección, siendo mayor en el caso de plantas procedentes de rizomas infectados o contaminados en los primeros estadios fenológicos.

Seguimiento y estimación de 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 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:

- Eliminar el follaje basal de las plantas (repelado).
- Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado.
- Eliminar la posible flora arvense que puede actuar como reservorio de inóculo y/o refugio de los agentes vectores.
- Utilizar rizomas o plantas de calidad (libres de patógenos).
- Si es posible, una vez detectadas plantas infectadas, arrancarlas y destruirlas fuera de la parcela.
- Realizar un control de los organismos vectores.

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

Se han descrito diferentes materias activas que ayudan a controlar los vectores transmisores 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/registro-productos/>

Bibliografía

Adams, A. N. y Barbara, D. J. (1982). *Host range, purification and some properties of two carlaviruses from hop (Humulus lupulus): hop latent and American hop latent*. Annals of Applied Biology, 101(3), 483-494. Disponible en:

<https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1982.tb00849.x>

CABI International, Invasive Species Compendium. (2020). *Arabid mosaic virus (hop bare-bine)*. Disponible en:

<https://www.cabi.org/isc/datasheet/7008>

Eastwell, K. C.; Pethybridge, S.J. y Wilson, C.R. (2009). *American hop latent virus, Hop latent virus and Hop mosaic virus*. En: *Compendium of hop diseases and pest* (Mahaffee, F.W.; Pethybridge, S.J. y Gent, D. H.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Minnesota USA).

European and Plant Protection Organization (EPPO) Global Database. (2020). *Arabid mosaic virus*. Disponible en:

<https://gd.eppo.int/taxon/ARMV00/hosts>

Gargani, E. Ferretti, L.; Faggioli, F.; Haegi, A.; Luigi, M.; Landi, S.; Simoni, S.; Benvenuti, C.; Guidi, S.; Simoncini, S.; D'Errico, G.; Amoriello, T.; Ciccoritti, R.; Roversi, P. F. y Carbone, K. (2018). *A survey on pests and diseases of Italian hop crops*. Italuc Hortus, 24(2), 1-17. Disponible en:

<https://doi.org/10.26353/j.itahort/2017.2.117>

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

O'Neal, S.D.; D.B. Walsh; y D.H. Gent, eds. (2015). *Field guide for integrated pest management in hops*. 3d ed. Pullman, WA: U.S. Hop Industry Plant Protection Committee. Disponible en:

<https://www.usahops.org/cabinet/data/Field-Guide.pdf>

Pethybridge, S. J.; Hay, F. S.; Barbara, D. J.; Eastwell, K. C. y Wilson, C. R. (2008). *Viruses and viroids infecting hop: Significance, epidemiology, and management*. The American Phytopathological Society, 92(3), 324-338. Disponible en:

<https://doi.org/10.1094/PDIS-92-3-0324>

Pethybridge, S.J. y Barbara, D. J. (2009). *Humulus japonicus latent virus (Humulus japonicus virus)*. En: *Compendium of hop diseases and pests* (Mahaffee, F.W.; Pethybridge, S.J. y Gent, D. H.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Minnesota USA).

Postman, J. D.; DeNoma, J. S. y Reed, B. M. (2005). *Detection and elimination of viruses in USDA hop (Humulus lupulus) germplasm collection*. Acta Horticulturae, 668, 143-148. Disponible en: <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2005.668.18>

Virus-Host Database. Disponible en:

<https://www.genome.jp/virushostdb/view/>

Wilson, C.R.; Pethybridge, S.J. y Eastwell, K. C. (2009). *Apple mosaic*. En: *Compendium of hop diseases and pests* (Mahaffee, F.W.; Pethybridge, S.J. y Gent, D. H.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Minnesota USA).



Hop latent viroid, Hop stunt viroid y Citrus bark cracking viroid (VIROIDES)



1. Trepa infectada por *Hop stunt viroid* (HSVd).



2. Clorosis severa de trepa infectada por HSVd.



3. Detalle de hoja infectada por HSVd: rizado e inicio de clorosis nervial



4. Hojas infectadas por HSVd: manchas amarillas a lo largo de las venas principales



5. Enanismo de plantas infectadas por *Citrus bark cracking viroid* (CBCVd)



6. Hojas cloróticas y curvadas hacia abajo en planta infectada por CBCVd



7. Atrofia de conos por infección de CBCVd (izquierda) frente a sanos (derecha)



8. Agrietamiento de tallos y podredumbre del rizoma en planta afectada por CBCVd

Fotografías: David Gent, USDA Agricultural Research Service, Bugwood.org (1 a 4), Sebastjan Radisek, Slovenian Institute for Hop Research and Brewing (5 a 8)

Descripción

Los principales viroides que pueden afectar al cultivo del lúpulo 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	Transmisión	Otros hospedantes	Síntomas
<i>Hop latent viroid</i>	HLVd	Viroide latente del lúpulo	Propagación vegetativa de yemas infectadas, y mediante transmisión mecánica por las herramientas de corte y poda	Ortiga mayor (<i>Urtica dioica</i>) Planta ornamental <i>Humulus japonicus</i>	Asintomático Alteración del contenido de alfa-ácidos Variedad Omega: Clorosis, pobre crecimiento, retraso en el desarrollo de tallos laterales, reducción producción de conos

Nombre científico	Siglas	Nombre común	Transmisión	Otros hospedantes	Síntomas
<i>Hop stunt viroid</i>	HSVd	Viroide del enanismo del lúpulo	Propagación vegetativa de yemas infectadas, y mediante transmisión mecánica por las herramientas de corte y poda	Frutales de hueso del género <i>Prunus</i> Frutales del género <i>Citrus</i> Granado (<i>Punica granatum</i>) Pepino (<i>Cucumis sativus</i>) Vid (<i>Vitis vinifera</i>)	Presencia de entrenudos acortados en los tallos principales y laterales Reducción de la altura de la planta en torno a 3 m Las hojas superiores aparecen rizadas, más pequeñas y cloróticas La coloración de hojas varía según el cultivar, siendo de color amarillo-verdoso en la base al principio de la temporada. Pueden aparecer manchas amarillas a lo largo de las venas principales Reducción del número de conos, siendo estos más pequeños Disminución entre 50 y 70 % la producción y el contenido de alfa-ácidos
<i>Citrus bark cracking viroid</i>	CBCVd	Viroide de la corteza agrietada de los cítricos	Propagación vegetativa, transmisión mecánica por las herramientas de corte y poda, contacto foliar y manipulación	Cítricos (<i>Citrus</i> spp. y <i>Poncirus trifoliata</i>) De forma experimental: plantas de la familia Rutaceae, y plantas indicadoras de viroides como <i>Cucumis sativus</i> , <i>Solanum lycopersicum</i> , <i>Datura stramonium</i> y otras	Síntomas similares a los originados por el HSVd Enanismo de plantas con presencia de entrenudos acortados en los tallos principales y laterales Hojas cloróticas y curvadas hacia abajo Agrietamiento severo de tallos principales y grietas más pequeñas en tallos laterales Conos más pequeños y atrofia de los mismos en plantas muy afectadas Podredumbre seca del rizoma Reducción de la producción de conos

Periodo crítico para el cultivo

La gravedad de estos viroides depende de la tolerancia de la variedad y del momento de la infección, siendo mayor en el caso de plantas procedentes de rizomas infectados o contaminados en los primeros estadios fenológicos.

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Realizar un seguimiento continuo de la parcela para la detección de los primeros síntomas.

Medidas de prevención y/o culturales

Las medidas preventivas generales recomendadas son las siguientes:

- Emplear maquinaria y material de cultivo limpio y desinfectado.
- Eliminar la posible flora arvense que puede actuar como reservorio de inóculo.
- Utilizar rizomas o plantas de calidad (libres de patógenos).
- Si es posible, una vez detectadas plantas infectadas, arrancarlas y destruirlas fuera de la parcela.

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

No se conoce la existencia de medios químicos para los viroides ni se ha descrito hasta la fecha su transmisión por vectores.

Bibliografía

- Adams, A. N.; Barbara, D. J.; Morton, A. y Darby, P. (1996). *The experimental transmission of hop latent viroid and its elimination by low temperature treatment and meristem culture*. Annals of Applied Biology 128:37-44. Disponible en: <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1996.tb07087.x>
- Adams, A. N.; Morton, A.; Barbara, D. J. y Ridout, M. S. (1992). *The distribution and spread of hop latent viroid within two commercial plantings of hop (Humulus lupulus)*. Annals of Applied Biology. 121:585-592. Disponible en: <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1992.tb03468.x>
- Barbara, D.J.; Morton, A. y Adams, A.N. (1990). *Assessment of UK hops for the occurrence of hop latent and hop stunt viroids*. Annals of Applied Biology 116:265-272. Disponible en: <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1990.tb06606.x>
- Barbara, D.J.; Morton, A.; Adams, A.N. y Green, C.P. (1990). *Some effect of hop latent viroid on two cultivars of hop (Humulus lupulus) in the UK*. Annals of Applied Biology 117:359-366. Disponible en: <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1990.tb04222.x>
- Eastwell, K.C. y Sano, T. (2009). *Hop stunt viroid*. En: *Compendium of hop diseases and pests* (Mahaffee, F.W.; Pethybridge, S.J. y Gent, D. H.). Ed. The American Phytopathological Society. Saint Paul (Minnesota USA).
- European and Plant Protection Organization (EPPO) Global Database. (2022). *Citrus Bark cork viroid*. Disponible en: <https://gd.eppo.int/taxon/CBCVD0>
- Gargani, E. Ferretti, L.; Faggioli, F.; Haegi, A.; Luigi, M.; Landi, S.; Simoni, S.; Benvenuti, C.; Guidi, S.; Simoncini, S.; D'Errico, G.; Amoriello, T.; Ciccoritti, R.; Roversi, P. F. y Carbone, K. (2018). *A survey on pests and diseases of Italian hop crops*. Italuc Hortus, 24(2), 1-17. Disponible en: <https://doi.org/10.26353/j.itahort/2017.2.117>
- Matoušek, J. y Patzak, J. (2000). *A low transmissibility of hop latent viroid (HLVd) through a generative phase of hop (Humulus lupulus L.)*. Biologia Plantarum, 43:145-148. Disponible en: <https://bp.ueb.cas.cz/pdfs/bpl/2000/01/33.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
- O'Neal, S.D.; D.B. Walsh y D.H. Gent, eds. (2015). *Field guide for integrated pest management in hops*. 3d ed. Pullman, WA: U.S. Hop Industry Plant Protection Committee. Disponible en: <https://www.usahops.org/cabinet/data/Field-Guide.pdf>
- Patzak, J.; Matoušek, J.; Krofta, K. y Svoboda, P. (2001). *Hop latent viroid (HLVd)-caused pathogenesis: Effects of HLVd infection on lupulin composition of meristem culture-derived Humulus lupulus*. Biologia Plantarum, 44(4), 579-585. Disponible en: <https://bp.ueb.cas.cz/pdfs/bpl/2001/04/25.pdf>

Pethybridge, S. J.; Hay, F. S.; Barbara, D. J.; Eastwell, K. C. y Wilson, C. R. (2008). *Viruses and viroids infecting hop: Significance, epidemiology, and management*. The American Phytopathological Society, 92(3), 324-338. Disponible en:
<https://doi.org/10.1094/PDIS-92-3-0324>

Pethybridge, S.J. y Barbara, D. J.; Wilson, C.R. y Eastwell, K. C. (2009). *Hop latent viroid*. En: *Compendium of hop diseases and pests* (Mahaffee, F.W.; Pethybridge, S.J. y Gent, D. H.). Ed. The American Phytopatological Society. Saint Paul (Minnesota USA).

Virus-Host Database. Disponible en:
<https://www.genome.jp/virushostdb/view/>



CONTROL DE MALAS HIERBAS EN EL CULTIVO DEL LÚPULO

Introducción

El lúpulo (*Humulus lupulus*) es una planta trepadora, que rebrota anualmente y cuyo cultivo, permanente, puede prolongarse durante 25 años. Su instalación en el terreno requiere suelos permeables y profundos y agua durante todo el año, por lo que las plantaciones se realizan en regadío (riego por goteo o a manta).

Con respecto a la gestión de las malas hierbas, el lúpulo no es una planta demasiado exigente puesto que sus brotes, guiados a través del sistema de entutorado, pueden crecer varios metros de longitud, lo que le favorece respecto a la competencia por la luz; además su sistema radicular es ramificado y profundo. No obstante, una mala gestión de la vegetación puede reducir el crecimiento y el rendimiento del lúpulo e interferir en las operaciones de campo.

La mayoría de las malas hierbas presentes en parcelas dedicadas al aprovechamiento del lúpulo son dicotiledóneas anuales, y el control de la flora arvense se realiza habitualmente de forma mecánica, utilizando diversos tipos de cultivadores.

La mayor parte del cultivo del lúpulo en España se encuentra localizado en la provincia de León, por lo que la relación de malas hierbas más comunes se ha registrado mediante visitas periódicas a las fincas situadas en este área geográfica.

ESPECIES FRECUENTES EN EL CULTIVO DE LÚPULO		
Dicotiledóneas Anuales		Dicotiledóneas Plurianuales
<i>Amaranthus deflexus</i>	<i>Papaver rhoeas</i>	<i>Chondrilla juncea</i>
<i>Amaranthus retroflexus</i>	<i>Polygonum aviculare</i>	<i>Cirsium arvense</i>
<i>Atriplex patula</i>	<i>Polygonum persicaria</i>	<i>Convolvulus arvensis</i>
<i>Bidens aurea</i>	<i>Portulaca oleracea</i>	<i>Malva sylvestris</i>
<i>Capsella bursa-pastoris</i>	<i>Senecio vulgaris</i>	<i>Rumex crispus</i>
<i>Chenopodium album</i>	<i>Solanum nigrum</i>	
<i>Conyza canadensis</i>	<i>Solanum physalifolium</i>	
<i>Datura stramonium</i>	<i>Sonchus oleraceus</i>	
<i>Epilobium brachycarpum</i>	<i>Stellaria media</i>	
<i>Galinsoga parviflora</i>	<i>Urtica urens</i>	
<i>Lactuca serriola</i>	<i>Veronica hederifolia</i>	
<i>Lamium amplexicaule</i>	<i>Xanthium spinosum</i>	
Monocotiledóneas Anuales		Monocotiledóneas Plurianuales
<i>Echinochloa crus-galli</i>	<i>Poa annua</i>	<i>Cynodon dactylon</i>
<i>Hordeum murinum</i>	<i>Setaria viridis</i>	<i>Elytrigia repens</i>
<i>Lolium rigidum</i>		
Pteridofitas		
<i>Equisetum arvense</i>		

Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo

Para realizar una gestión adecuada de la vegetación, el primer paso consiste en identificar y cuantificar las especies presentes en la parcela. Debe procederse a una estimación visual de la densidad 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. Así mismo debe determinarse con precisión el estado fenológico en que se encuentren, ya que condiciona la eficacia del método de control empleado.

Periodo crítico

El periodo crítico, entendido como aquel periodo de tiempo en que el cultivo debe estar exento de la presencia de vegetación que interfiera con su desarrollo, en el caso del lúpulo, es el que se extiende durante las primeras fases de crecimiento hasta que el cultivo se encuentre bien instalado en el campo. Durante este periodo es fundamental conseguir un buen control de las malas hierbas.

Umbral/Momento de intervención

En lo que se refiere al momento de actuación, se debe actuar antes de la floración de las malas hierbas para evitar la producción de una gran cantidad de semillas.

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 ó 2 % de cobertura de la superficie. Estos datos son orientativos y deben adaptarse a cada situación de cultivo y método de control empleado. Conviene remarcar que las actuaciones se deben iniciar precozmente evitando las actuaciones tardías.

Medidas de control

De manera general, se puede decir que el objetivo inicial es promover la germinación de las malas hierbas para posteriormente eliminarlas en el momento adecuado. Por tanto, no se trata tanto de ver cómo eliminar las malas hierbas, sino de cómo gestionarlas. Esto, además, en un periodo de tiempo más o menos prolongado, pero nunca inmediato y radical. Conviene añadir que esta gestión no es fácil de aplicar en un sector con producciones de alto valor y explotaciones, en muchas ocasiones, pequeñas.

Medidas de prevención y/o alternativas al control químico

- Labores de cultivo: Entre finales de febrero y el mes de marzo se realiza la operación anual de poda tradicional (descubrir, podar y tapar la cepa), en la que de forma adicional se eliminan mecánicamente todas las malas hierbas que hayan resistido al invierno o que hayan germinado y desarrollado después de los fríos días del mes de enero (*Poa*, *Senecio*, *Sonchus*, *Stellaria*, *Veronica* y otras). Al realizar la poda mecanizada, se pasan los discos sobre la línea de plantas de lúpulo y se elimina toda la vegetación existente en la línea del cultivo.

Se ha observado que la implantación en el cultivo de los nuevos sistemas de riego con tuberías enterradas disminuye la proliferación de malas hierbas en relación con el riego tradicional por inundación entre calles.

- Laboreo del terreno: Entre los meses de mayo y julio, mediante las labores de cultivador en las calles, se pueden eliminar las malas hierbas que vayan desarrollándose en el espacio interlíneas de la plantación. Sobre las líneas de plantas, la vegetación espontánea normalmente se desarrolla poco y no suele requerir su eliminación, si bien, cabe señalar que, al pasar el

cultivador interlíneas, se efectúa un aporcado con disco sobre la línea de plantas, por lo que se irán tapando las malas hierbas que surjan en estados iniciales.

- Pastoreo: Entre septiembre y octubre, después de la recolección, en muchas parcelas existe la costumbre de posibilitar el pastoreo de ganado ovino, aprovechamiento que ayuda a eliminar malas hierbas y evita la formación de semillas, disminuyendo así el banco de semillas del terreno.

Medios químicos

De forma adicional al laboreo si fuera necesario eliminar malas hierbas en la línea de plantas del cultivo, se ha de emplear un herbicida autorizado y se aplicará de modo que no dañe al cultivo, utilizando sistemas de protección durante el tratamiento (campana).

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-productos/>

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.
- Carretero, J. L. (2004). *Flora arvensis española*. Las malas hierbas de los cultivos españoles. Ed. Phytoma.
- Castroviejo, S. (Coord.). (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.
- 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.
- Häfliger, H. y Brun-Hool, J. (1971). *Comunidades de malas hierbas de Europa*. Ed. Ciba-Geigy.
- Häfliger, H. y Brun-Hool, J. (1975). *Tablas Ciba Geigy de malas hierbas*. Ed. Ciba-Geigy.
- Hanf, M. (1983). *Les adventices et leurs plantules*. Ed. La Maison Rustique.
- Klapp, E. (1986). *Manual de las gramíneas*. Ed. Omega.
- Recasens, J. y Conesa, J. A. (2021). *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 arvensis 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.
- 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.
- Villarías, 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/naturaleza/flora/>
- Peralta de Andrés, J. y Royuela-Hernando, M. (2011). Herbario de la Universidad Pública de Navarra. Disponible en: <http://www.unavarra.es/herbario/>
- Puello, J. y Cirujeda, A. (2019). Guía de identificación de propágulos de malas hierbas. Ed. Sociedad Española de Malherbología. Disponible en: <https://semh.net/guia-de-identificacion-de-propagulos-de-malas-hierbas-del-nordeste-de-espana/>
- Syngenta. Malas hierbas e identificador. Disponible en: <https://www.syngenta.es/plagas-enfermedades-y-malas-hierbas>
- Universidad de Lérida. Herbario digital de malas hierbas. Disponible en: <http://www.malesherbes.udl.cat/web-c.htm>

Dicotiledóneas anuales

Amaranthus deflexus L. (BLEDO RASTRERO)



1. Planta adulta



2. Planta adulta en floración



3. Detalle de floración

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

Amaranthus retroflexus L. (BLEDO)



1. Plántulas y planta joven



2. Planta adulta en parcela de lúpulo



3. Planta adulta en floración



4. Planta adulta junto a trepa de lúpulo

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

Atriplex patula L. (ARMUELLE SILVESTRE)



1. Planta joven



2. Planta joven



3. Planta adulta

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Bidens aurea* (Aiton) Sherff (TÉ MORUNO, FALSO TÉ)**



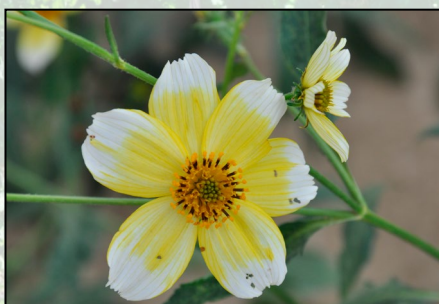
1. Plántula



2. Plantas adultas



3. Detalle de inicio de floración



4. Detalle de floración



5. Plantas adultas en parcela de lúpulo

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Capsella bursa-pastoris* (L.) Medicus (BOLSA DE PASTOR, ZURRÓN DE PASTOR)**



1. Planta joven



2. Planta adulta con flores y frutos



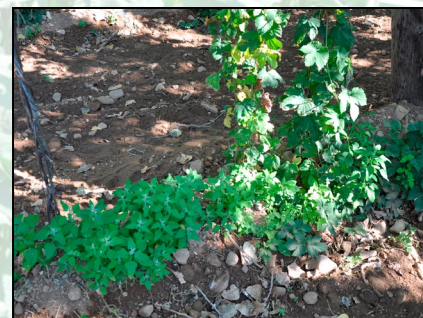
3. Detalle de flores y frutos

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Chenopodium album* L. (CENIZO)**



1. Plántula



2. Plantas jóvenes en línea de plantación de lúpulo



3. Planta adulta en floración en parcela de lúpulo

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Conyza canadensis* (L.) Cronquist (ERIGERÓN, ZAMARRAGA)**



1. Plantas jóvenes



2. Plantas adultas en floración



3. Plantas adultas en parcela de lúpulo

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Datura stramonium* L. (ESTRAMONIO, CASTAÑERO)**



1. Plántula



2. Planta adulta en floración



3. Detalle de frutos

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Epilobium brachycarpum* C. Presl (EPILOBIO)**



1. Planta joven en parcela de lúpulo



2. Plantas jóvenes



3. Planta adulta con flores y frutos



4. Detalle de frutos y semillas



5. Detalle de flores y frutos

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

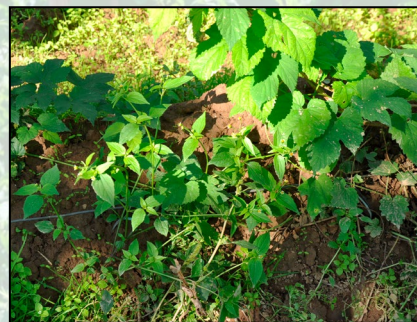
***Galinsoga parviflora* (Rafin.) S. F. Blake (HIERBA NUEVA, MODERNA, SOLDADITO GALANTE)**



1. Plántula



2. Plantas adultas en flor



3. Plantas adultas en parcela de lúpulo

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Lactuca serriola* L. (LECHUGA BORDE, LECHUGA SILVESTRE)**



1. Planta joven



2. Planta adulta



3. Detalle de floración

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Lamium amplexicaule* L. (CONEJITOS, GALLITOS)**



1. Plántula



2. Planta adulta en floración



3. Detalle de floración

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Papaver rhoeas* L. (AMAPOLA)**



1. Planta joven



2. Planta joven en parcela de lúpulo



3. Planta adulta en floración

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Polygonum aviculare* L. (CIENNUDOS, CORREGÜELA DE LOS CAMINOS)**



1. Planta joven



2. Planta adulta



3. Planta adulta en parcela de lúpulo

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Polygonum persicaria* L. (HIERBA PEJIGUERA, PERSICARIA)**



1. Planta joven



2. Planta adulta



3. Detalle de floración



4. Detalle de floración y formación de semillas

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Portulaca oleracea* L. (ENGORDAGOCHOS, VERDOLAGA)**



1. Plántulas



2. Detalle de botones florales



3. Detalle de floración

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Senecio vulgaris* L. (HIERBA CANA)**



1. Plántula



2. Planta adulta en floración



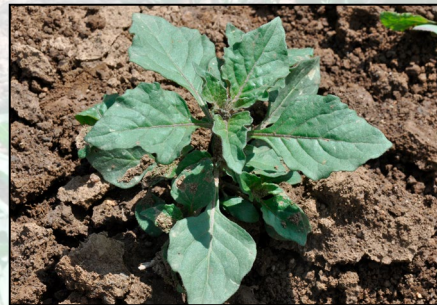
3. Planta adulta con flores y formación de semillas

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Solanum nigrum* L. (TOMATITO, UVAS DE PERRO)**



1. Plántula



2. Planta joven



3. Planta adulta



4. Detalle de floración



5. Detalle de frutos

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

Solanum physalifolium Rusby (TOMATITO)



1. Plántula



2. Planta adulta



3. Detalle de flores y frutos

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

Sonchus oleraceus L. (CERRAJA, LECHERINA)



1. Plántula y planta joven



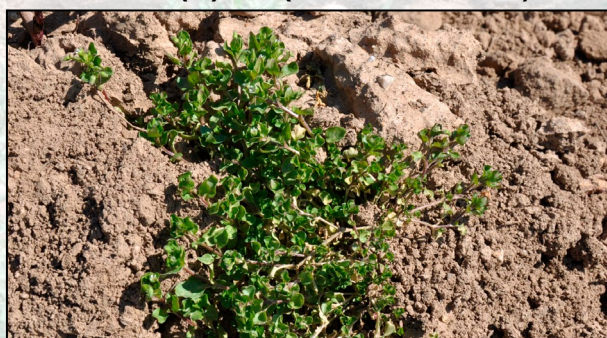
2. Plantas adultas



3. Detalle de floración

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

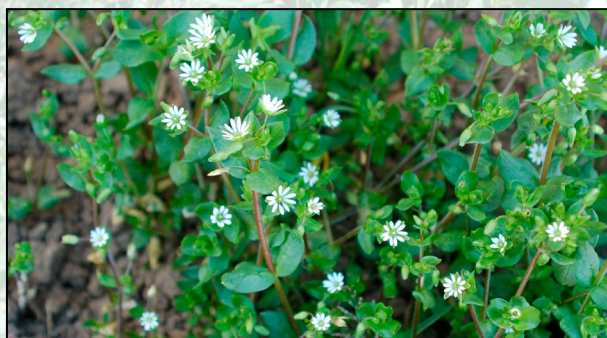
Stellaria media (L.) Vill. (HIERBA PAJARERA, PAMPLINA)



1. Planta joven en parcela de lúpulo



2. Planta adulta



3. Detalle de floración



4. Detalle de fructificación

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Urtica urens* L. (ORTIGA COMÚN)**



1. Plántulas en parcela de lúpulo



2. Plantas jóvenes



3. Detalle de planta joven



4. Planta adulta en floración

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Veronica hederifolia* L. (HIERBA GALLINERA)**



1. Plántulas y plantas jóvenes



2. Plantas adultas en parcela de lúpulo



3. Detalle de floración

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Xhantium spinosum* L. (CACHURRERA MENOR, CARDILLO, CARDO)**



1. Plántulas



2. Planta adulta en parcela de lúpulo



3. Detalle de flores y frutos

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

Dicotiledóneas plurianuales

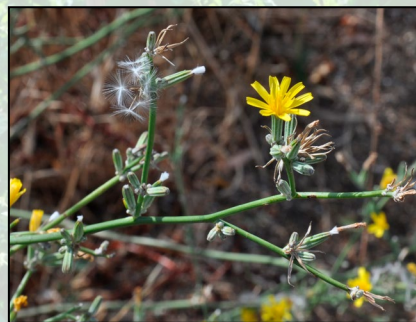
Chondrilla juncea L. (ACHICORIA DULCE, LECHUGUILLA)



1. Planta joven



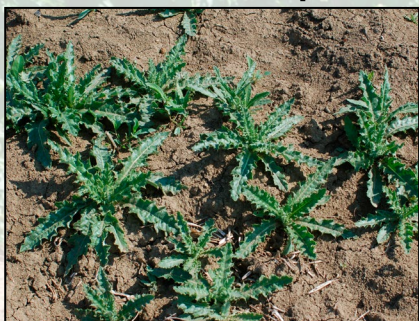
2. Planta adulta en parcela de lúpulo



3. Detalle de flores y formación de semillas

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

Cirsium arvense (L.) Scop. (CARDO, CARDO CUNDIDOR)



1. Plantas jóvenes



2. Planta adulta en parcela de lúpulo



3. Detalle de floración

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

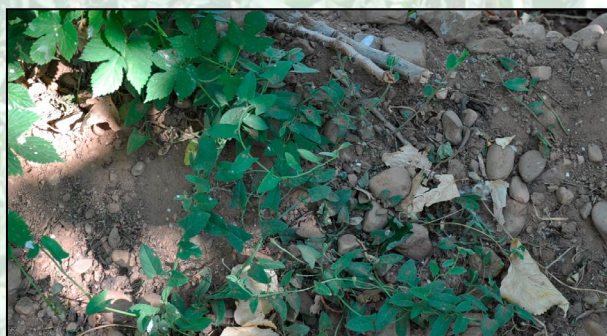
Convolvulus arvensis L. (CAMPANILLA, CORREHUELA MENOR, FALSA CORREHUELA)



1. Planta joven



2. Planta joven



3. Planta joven en parcela de lúpulo



4. Detalle de floración

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Malva sylvestris* L. (MALVA COMÚN)**



1. Planta joven



2. Planta adulta en floración



3. Detalle de flores

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Rumex crispus* L. (ACEDERA MAYOR, CARBAZA, LENGUA DE VACA)**



1. Planta joven



2. Planta adulta en floración



3. Planta adulta con flores y formación de semillas

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

Monocotiledóneas anuales

Echinochloa crus-galli (L.) Beauv. (PATA DE GALLO)



1. Planta joven



2. Planta joven



3. Plantas adultas con racimo de espigas



4. Plantas adultas con racimo de espigas



5. Detalle de formación de semillas

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

Hordeum murinum L. (CEBADILLA)



1. Plantas adultas con espigas



2. Plantas adultas con espigas



3. Detalle de espigas

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

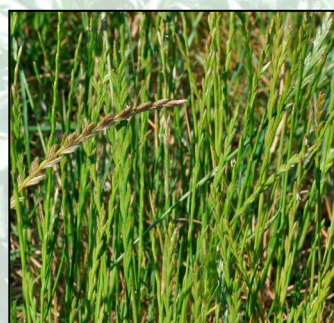
Lolium rigidum Gaudin (VALLICO)



1. Planta joven



2. Planta adulta con espigas



3. Plantas adultas con espigas



4. Detalle de espiga

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Poa annua* L. (POA ANUAL)**



1. Plantas jóvenes



2. Plantas adultas en parcela de lúpulo



3. Plantas adultas con panículas

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

***Setaria viridis* (L.) Beauv. (ALMOREJO)**



1. Planta joven



2. Planta adulta en floración



3. Detalle de panículas

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

Monocotiledóneas plurianuales

Cynodon dactylon (L.) Pers. (GRAMA COMÚN)



1. Plantas jóvenes



2. Plantas jóvenes en parcela de lúpulo



3. Plantas adultas con espigas digitadas

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

Elytrigia repens (L.) Desv (GRAMA DEL NORTE)



1. Detalle de rizomas



2. Plantas jóvenes



3. Plantas adultas con espigas

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León

Pteridofitas

Equisetum arvense L. (COLA DE CABALLO, PENILLO)



1. Planta joven en parcela de lúpulo



2. Planta joven



3. Plantas adultas en parcela de lúpulo

Fotografías: Bonifacio Reinoso, Universidad de León



GOBIERNO
DE ESPAÑA

MINISTERIO
DE AGRICULTURA, PESCA
Y ALIMENTACIÓN

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