

GUÍA DE GESTIÓN INTEGRADA DE PLAGAS CAQUI



GOBIERNO
DE ESPAÑA

MINISTERIO
DE AGRICULTURA, PESCA
Y ALIMENTACIÓN

CAQUI

GUÍA DE GESTIÓN INTEGRADA DE PLAGAS



Madrid, 2022

AGRADECIMIENTOS

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

Coordinadores

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

Vicente Dalmau Sorlí
Servicio de Sanidad Vegetal
Generalitat Valenciana

Colaboradores

Entomología y patología

Alberto Urbaneja García
Centro de protección vegetal y biotecnología
Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias (IVIA)

Alejandro Tena Barreda
Centro de protección vegetal y biotecnología
Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias (IVIA)

Antonio Vicent Civera
Centro de protección vegetal y biotecnología
Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias (IVIA)

César Monzó Ferrer
Centro de protección vegetal y biotecnología
Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias (IVIA)

Fernando Romero Colomer
Servicio de Sanidad Vegetal
Generalitat Valenciana

Ferran Garcia Marí
Instituto Agroforestal Mediterráneo
Universidad Politécnica de Valencia

Francisco José Beitia Crespo
Centro de protección vegetal y biotecnología
Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias (IVIA)

José Vicente Bolinches Perales
Servicio de Sanidad Vegetal
Generalitat Valenciana

Vicente Badía Ballester
Servicio de Sanidad Vegetal
Generalitat Valenciana

Malherbología

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

José María Osca Lluch
Departamento de producción Vegetal
Universitat Politècnica de València

General

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

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

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

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

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

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

Fotografías: Fernando Romero Colomer (Portada, Capítulo 1, Capítulo 4 y Anexo I), Emilio Mataix Gato (Portadilla), José Vicente Bolinches Perales (Índice y Pág 106), Servicio de Sanidad Vegetal de la Generalitat Valenciana (Capítulo 2 y Anexo II), José María Osca Lluch (Capítulo 3), Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias (Capítulo 5 y Pág 107), Francisco José Beitia Crespo (Capítulo 6)



MINISTERIO
DE AGRICULTURA, PESCA
Y ALIMENTACIÓN

Edita:

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

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

Impresión y encuadernación: Gráficas Muriel, S.A.

NIPO: 003-22-052-3 (papel)
NIPO: 003-22-053-9 (línea)
ISBN: 978-84-491-1584-4
Depósito Legal: M-11471-2022

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

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

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

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



ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN	5
2. ASPECTOS GENERALES	9
3. PRINCIPIOS PARA LA APLICACIÓN DE LA GESTIÓN INTEGRADA DE PLAGAS	13
4. MEDIDAS ESPECÍFICAS PARA ZONAS DE PROTECCIÓN	17
5. LISTADO DE PLAGAS	21
6. CUADRO DE ESTRATEGIA DE GESTIÓN INTEGRADA DE PLAGAS	25
ANEXO I. Metodología empleada para la definición de las Zonas de Protección.....	35
ANEXO II. Especies empleadas para la definición de las Zonas de Protección	39
ANEXO III. Fichas de plagas	43



1

INTRODUCCIÓN





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

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

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

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

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

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

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/fitos.asp>), y aprobados expresamente para el cultivo en que se apliquen.

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

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

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





Principios para la aplicación de la Gestión Integrada de Plagas

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

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



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

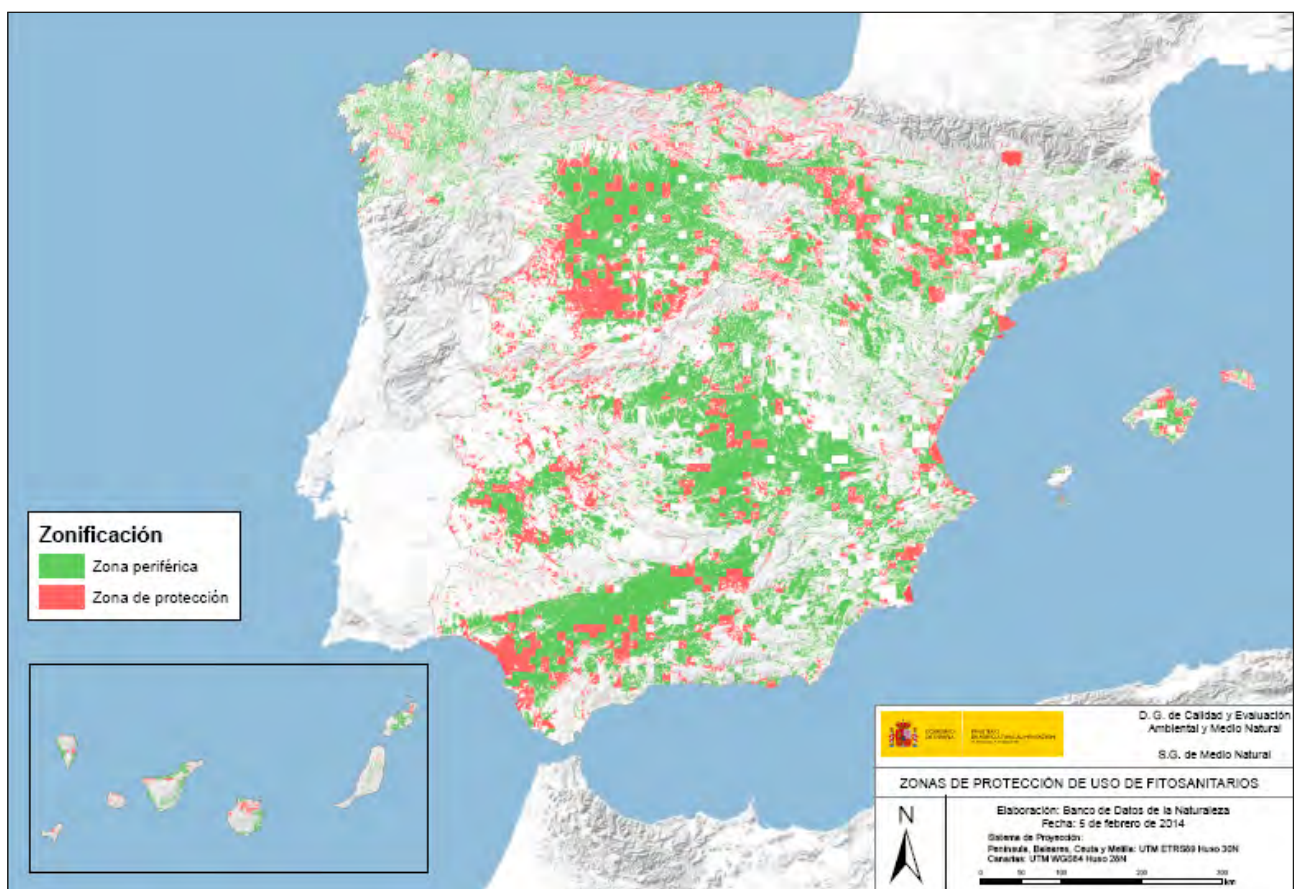




Medidas específicas para zonas de protección

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

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



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

Consulta a través de SIGPAC

La cartografía de las zonas de protección se puede consultar en el visor SIGPAC:

<http://sigpac.mapa.es/feqa/visor/>

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

Medidas a aplicar

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

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



1



2

- 7.- Fomento del establecimiento de áreas de compensación ecológica y del incremento de zonas en barbecho en las que no se lleven a cabo tratamientos para favorecer a la fauna y flora silvestre.
- 8.- Fomentar que se minimice la aplicación directa de productos fitosanitarios y se reduzcan los potenciales riesgos de contaminación difusa en los siguientes tipos de ambientes:
 - Lugares en los que se conservan manchas cercanas de vegetación natural (bosque, matorral, pastizales...) y/o existen cursos fluviales o masas de agua en las inmediaciones.
 - Elementos que diversifican el paisaje y que son refugio para fauna y flora, como lindes de caminos, riberas de arroyos, acúmulos de piedras, rodales de árboles o matorral, etc. Estos elementos poseen un valor natural y socioeconómico 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

<i>Ceratitis capitata</i> (Wiedemann) (MOSCA MEDITERRÁNEA DE LA FRUTA).....	27	45
<i>Planococcus citri</i> (Risso), <i>Pseudococcus longispinus</i> (Targioni-Tozzetti), <i>Pseudococcus viburni</i> (Signoret) y <i>Delottococcus aberiae</i> (Delotto) (COTONET, COCHINILLAS ALGODONOSAS)	28	51
<i>Dialeurodes citri</i> (Ashmead) (MOSCA BLANCA DE LOS CÍTRICOS)	28	57
<i>Paraleyrodes minei</i> Iaccarino (PARALEYRODES)	28	61
<i>Parthenolecanium corni</i> Bouché (CAPARRETA MARRÓN O COCHINILLA DE LA VID)	29	65
<i>Saissetia oleae</i> Olivier (CAPARRETA NEGRA, COCHINILLA DE LA TIZNE)	29	69
<i>Ceroplastes sinensis</i> Del Guercio (CAPARRETA BLANCA).....	29	73
<i>Cryptoblabes gnidiella</i> (Mill.) y <i>Anatrachyntis badia</i> (Hodges) (BARRENETAS).....	30	77
<i>Apate monachus</i> Fabricius (TALADRO DEL CAFETO)	30	81
<i>Scirtothrips inermis</i> (Priesner) (TRIPS).....	31	85
<i>Heliothrips haemorrhoidalis</i> (Bouché) (TRIPS DE LOS INVERNADEROS).....	31	89

HONGOS

<i>Plurivorosphaerella nawae</i> (Hiura & Ikata) O. Hassan & T. Chang = <i>Mycosphaerella nawae</i> (Hiura & Ikata) (MANCHA FOLIAR DEL CAQUI).....	32	93
<i>Armillaria mellea</i> (Vahl. ex Fr.) Karst. (PODREDUMBRE O MAL BLANCO DE LAS RAÍCES)	32	97
<i>Rosellinia necatrix</i> Prill. [anamorfo: <i>Dematocera necatrix</i> Hart.] (PODREDUMBRE BLANCA DE LA RAÍZ)	33	101

MALAS HIERBAS

Dicotiledóneas anuales: <i>Amaranthus</i> spp. (AMARANTO, BELDO, BLET), <i>Calendula arvensis</i> L. (CALENDULA), <i>Crepis</i> spp. (ACHICORIA FALSA, CERRAJA FALSA, CAP ROIG), <i>Chenopodium album</i> L. (CENIZO, BLEDO BLANCO), <i>Chenopodium murale</i> L. (CENIZO NEGRO, PIE DE GANSO, BLET DE PARED), <i>Diplotaxis eruroides</i> (L.) DC (JARAMAGO BLANCO, RABANIZA BLANCA, RAVENISSA BLANCA, RAVENELL BLANC, ORUGA SILVESTRE), <i>Emex spinosa</i> (L.) Campd (ROMAZA ESPINOSA, BLET BORD, BLEDA BORDA), <i>Erodium malacoides</i> (L.) L'Hér (ALFILERES, PICO DE CIGÜEÑA, AGULLES, RELLOTGES), <i>Euphorbia prostrata</i> (Aiton) Small. (LECHETREZNA RASTRERA, LLETTEROLA ARROSSEGADA), <i>Mercurialis annua</i> L. (MALCORAJE, ORTIGA MUERTA, MALCORATGE), <i>Portulaca oleracea</i> L. (VERDOLAGA), <i>Sonchus</i> spp. (CERRAJAS, LECHECINO, LLICSÓ, LLETSÓ), <i>Veronica hederifolia</i> L. (HIERBA GALLINERA), <i>Xanthium strumarium</i> L. (BARDANA).....	34	108
Dicotiledóneas plurianuales: <i>Asparagus acutifolius</i> L. (ESPARRAGUERA TRIGUERA O SILVESTRE, ESPARRAGUERA BORDA), <i>Convolvulus althaeoides</i> L. (CORREGÜELA ROSADA, CAMPANILLA ROSADA, CORRETJOLA DE SERP, CORRETJOLA ROGENCA), <i>Convolvulus arvensis</i> L. (CORREHUELA), <i>Conyza</i> spp. (PINILLOS, ERIGERON, ZAMARRAGA), <i>Oxalis pes-caprae</i> L. (AGRET, VINAGRILLO, TREBOL DE HUERTA), <i>Parietaria officinalis</i> L. (HIERBA CARAGOLERA), <i>Rumex obtusifolius</i> L. (LENGUA DE VACA, LENGUA DE BOU).....	34	113
Gramíneas anuales: <i>Avena sterilis</i> L. (AVENA LOCA, BALLUECA, CUGULA), <i>Bromus</i> spp. (BROMO), <i>Digitaria sanguinalis</i> (L.) Scop. (PATA DE GALLINA), <i>Echinochloa colona</i> (L.) Link (PATA DE GALLO, CERREIG), <i>Echinochloa crus-galli</i> (L.) Beauv. (PATA DE GALLO), <i>Eleusine indica</i> (L.) Gaertn. (PIE DE GALLO, PATA DE GALLINA), <i>Hordeum murinum</i> L. (CEBADILLA, MARGALL BORD), <i>Lolium rigidum</i> Gaudin (VALLICO, LUELLO, MARGALL), <i>Setaria verticillata</i> (L.) Beauv (AMOR DEL HORTELANO).....	34	116

Gramíneas plurianuales: <i>Cynodon dactylon</i> (L.) Pers. (GRAMA COMÚN), <i>Piptatherum miliaceum</i> (L.) Coss. (MIJERA, MIJO NEGRILLO, RIPOLL), <i>Sorghum halepense</i> (L.) Pers. (CAÑOTA, SORGO).....	34	119
Ciperáceas plurianuales: <i>Cyperus rotundus</i> L. (JUNCIA, JUNÇA, CASTAÑETA).....	34	120
Equisetáceas: <i>Equisetum ramosissimum</i> Desf. (COLA DE CABALLO).....	34	121



***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>Ceratitís capitata (MOSCA MEDITERRÁNEA DE LA FRUTA)</p>	<p>Instalación de trampas sexuales Instalación de mosqueros cargados con atrayente alimenticio Las trampas deben revisarse al menos una vez por semana</p>	<p>Control en frutales aislados No dejar fruta no comercial en los árboles tras la recolección, retirarla del campo o destruirla</p>	<p>No hay umbral establecido para el cultivo del caqui, en cítricos se recomienda intervenir cuando el número de moscas capturadas por trampa y día antes del envero son 2, y 0,5 adultos/trampa y día durante o después del envero Controlar la presencia de frutos picados</p>	<p>Medios biológicos Se han realizado sueltas experimentales (en cítricos) de parasitoides como <i>Diachasmimorpha longicaudata</i>; su posible acción beneficiosa podría reflejarse también en el cultivo del caqui</p> <p>Medios biotecnológicos En el caso de estar autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, los métodos de captura masiva de adultos o el método de atracción y muerte (attract & Kill)</p> <ul style="list-style-type: none"> - Captura masiva de adultos: Dependiendo de la presión de la plaga, instalar desde final de agosto hasta al menos 15 días después de la recolección de 50 a 80 trampas por hectárea para tratamientos con atrayentes sólidos, o una densidad de 75 a 120 trampas por hectárea si se usan atrayentes líquidos - Método de atracción y muerte (attract & kill): instalar desde inicio de agosto hasta al menos 15 días después de la recolección de 50 a 80 trampas por hectárea 	<p>Tratamientos cebo, utilizando una proteína hidrolizada que actúa como atrayente Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación</p>

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

Plagas principales	Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo	Medidas de prevención y/o culturales	Umbral/Momento de intervención	Medidas alternativas al control químico (*)	Medios químicos
<p><i>Planococcus citri</i>, <i>Pseudococcus longispinus</i>, <i>Pseudococcus viburni</i> y <i>Delotfococcus aberiae</i> (COTONET, COCHINILLAS ALGODONOSAS)</p>	<p>De julio a septiembre comprobar la presencia, bajo el cáliz, en 6 a 10 frutos al azar por árbol, de una muestra de 20 a 30 árboles Para <i>D. aberiae</i> adelantar el seguimiento desde la caída de los pétalos (abril-mayo) dependiendo de las zonas con periodicidad semanal, ya que los daños se comienzan a apreciar antes</p>	<p>Evitar la subida de las hormigas a los árboles ya que impiden actuar a la fauna útil Respetar la fauna auxiliar empleando productos no tóxicos Realizar podas de aireación</p>	<p>No hay un umbral establecido, se recomienda tratar solo si se supera el 5 % de frutos ocupados</p>	<p>Medios biológicos A finales de primavera realizar sueltas del coccinélido <i>Cryptolaemus montrouzieri</i> (5 a 10 por árbol) y complementar en junio con los parasitoides encitrados <i>Anagyrus pseudococci</i> y <i>Leptomastix</i> El principal parasitoides de <i>P. longispinus</i> es <i>Anagyrus fusciventris</i> Medios físicos Utilización de barreras físicas adhesivas para evitar el ascenso de hormigas por el tronco</p>	<p>Alternar materias activas y mojar bien el arbolado 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>Dialeurodes citri</i> (MOSCA BLANCA DE LOS CÍTRICOS)</p>	<p>Muestreo al azar de 40 hojas desarrolladas de la última brotación, de una selección de 10 árboles (4 hojas por árbol)</p>	<p>Controlar las poblaciones de mosca blanca en plantaciones de cítricos colindantes</p>	<p>No se ha determinado un umbral Se recomienda intervenir cuando predomina el estado más vulnerable: la ninfa recién nacida, durante el primer estadio de desarrollo</p>	<p>Medios biológicos El único parasitoides de ninfas de <i>D. citri</i> que se ha identificado es el himenóptero <i>Encarsia strenua</i>, con porcentajes de parasitismo bajos También se observa con frecuencia el coleóptero coccinélido depredador <i>Clitostethus arcuatus</i></p>	<p>Aplicar los tratamientos cuando predominen en la población las larvas jóvenes, 11-12 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>Paraleyrodes mitei</i> (PARALEYRODES)</p>	<p>Se propone seleccionar 2 ramas por árbol de una muestra de 25 árboles tomados al azar; en cada rama observar 5 hojas seguidas por el envés, anotando el porcentaje de superficie foliar ocupada</p>	<p>Controlar las poblaciones de moscas en las plantaciones de cítricos colindantes</p>	<p>No hay un umbral definido Evitar la aparición de negrilla sobre los frutos al final del verano</p>		<p>Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos fitosanitarios autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación</p>

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

Plagas principales	Seguimiento y estimación del riesgo para el cultivo	Medidas de prevención y/o culturales	Umbral/Momento de intervención	Medidas alternativas al control químico (*)	Medios químicos
<p><i>Parthenolecanium corni</i> (CAPARRETA MARRÓN O COCHINILLA DE LA VID)</p>	<p>Observar en invierno la presencia en los brotes de caparzones de hembras adultas muertas En primavera observar la presencia de larvas, que se fijan en las partes verdes de la brotación, y la aparición de gotitas de melaza Control de la eclosión de huevos en verano</p>	<p>Poda y eliminación de ramas muy afectadas Evitar la subida de las hormigas a los árboles ya que impiden actuar a la fauna útil</p>	<p>No se ha determinado un umbral En caso necesario (fuerte infestación) tratar cuando se detecte entre el 80-90 % de eclosión de los huevos y las larvas estén en el estadio más sensible</p>	<p>Medios biológicos Existe una variada fauna auxiliar capaz de regular las poblaciones de <i>P. corni</i>, destacando el himenoptero depredador <i>Scutellista caerulea</i> Medios físicos Utilización de barreras físicas adhesivas para evitar el ascenso de hormigas por el tronco</p>	<p>Suele ser suficiente un solo tratamiento en el momento de máxima eclosión 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>Saissetia oleae</i> (CAPARRETA NEGRA, COCHINILLA DE LA TIZNE)</p>	<p>A principios de verano observar árboles cercanos o colindantes con plantaciones de riesgo: muestrear cuatro brotes/árbol de 25 árboles, contabilizando hembras y larvas</p>	<p>Evitar la subida de las hormigas a los árboles ya que impiden actuar a la fauna útil Eliminar mediante poda las ramas afectadas</p>	<p>No se ha determinado un umbral para el caqui En caso necesario, realizar el tratamiento cuando concluya la eclosión de huevos y se detecte el máximo de formas sensibles (julio-agosto)</p>	<p>Medios biológicos La fauna auxiliar es capaz de controlar al insecto si hay un uso racional de insecticidas químicos Los principales enemigos naturales son los parásitos <i>Coccophagus lycimnia</i>, <i>Metaphycus flavus</i> y <i>Metaphycus helvolus</i> y los depredadores <i>Scutellista caerulea</i> y <i>Chilocorus bipustulatus</i> Medios físicos Utilización de barreras físicas adhesivas para evitar la subida de hormigas por el tronco</p>	<p>Tratar los focos localizados eligiendo productos que respeten la fauna auxiliar 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>Ceroplastes sinensis</i> (CAPARRETA BLANCA)</p>	<p>En parcelas con daños en años anteriores realizar el seguimiento a finales de verano, cuando las hembras con huevos están en las ramas Observar 4 brotes/árbol de una muestra de 75 a 100 árboles, para determinar el máximo de formas sensibles</p>	<p>Evitar la subida de las hormigas a los árboles ya que impiden actuar a la fauna útil</p>	<p>No se ha determinado un umbral para el caqui</p>	<p>Medios biológicos Existe una abundante fauna auxiliar capaz de controlar a este insecto Entre los enemigos naturales destacar al depredador <i>Scutellista caerulea</i>, el parasitoide <i>Aprostocetus ceroplastae</i> y los depredadores <i>Eublerma scitula</i> y <i>Brumus quadripustulatus</i> Medios físicos Utilización de barreras físicas adhesivas para evitar el ascenso de hormigas por el tronco</p>	<p>El momento adecuado para realizar un tratamiento sería en otoño, cuando el 100 % de los huevos ha eclosionado y la mayoría de la población esta compuesta por ninfas de primer y segundo estadio Tratar por focos eligiendo productos respetuosos con la fauna auxiliar 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>Cryptoblabes gnidiella y Anatrachyntis badia (BARRENETAS)</p>	<p>Colocar trampas tipo delta, cebadas con feromona sexual y suelo engomado, contabilizando las capturas de adultos al menos una vez por semana</p> <p>Muestreo, desde mitad de agosto, de 20 frutos/árbol de una selección de 10 árboles al azar</p> <p>Hasta el momento no existe feromona sexual de <i>A. badia</i> que permita realizar un seguimiento adecuado de esta especie</p>	<p>Las actuaciones que minimicen la presencia de cottonet, que atrae a las barrenetas, favorecerán la disminución de los ataques</p>	<p>No hay un umbral definido</p> <p>El seguimiento de las poblaciones nos indicará el momento más adecuado para aplicar un tratamiento en función de la materia activa a emplear</p>	<p>Medios biotecnológicos</p> <p>Aplicar la técnica de confusión sexual en parcelas que reúnan las condiciones adecuadas; colocar los difusores en la plantación antes de que se inicien los primeros vuelos</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>Apate monachus (TALADRO DEL CAFETO)</p>	<p>Observar, principalmente de junio a agosto, daños en el tronco y las ramas de los árboles cercanos al borde de la parcela</p>	<p>Limpieza y destrucción de restos de poda gruesos</p> <p>Limpieza de restos vegetales forestales en parcelas colindantes, barrancos, etc.</p>	<p>Actuar ante la presencia de daños</p>	<p>Medios biotecnológicos</p> <p>Se ha citado el uso de hongos y nematodos entomopatógenos como medida para el control de esta plaga</p> <p>Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos formulados a base de microorganismos autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación</p>	<p>No se recomienda la utilización de medios químicos para su control, aplicar las medidas preventivas y culturales</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
Scirtothrips inermis (TRIPS)	Observar, durante la fase de crecimiento, 100 frutos de árboles situados en los bordes de la parcela o próximos a parcelas abandonadas o con márgenes con abundante vegetación (zonas de origen de <i>S. inermis</i>)	Mantener controlada la vegetación de los bordes de la parcela desde 2 o 3 semanas antes de la floración	No se ha determinado un umbral En cítricos se recomienda intervenir cuando se detecta más del 5 % de frutos con presencia de ninfas	<p>Medios biológicos Los trips tienen numerosos enemigos naturales generalistas, como son los ácaros fitoseidos <i>Neoseiulus</i> spp., y <i>Amblyseius</i> spp.; los hemípteros <i>Orius</i> spp. y <i>Anthracoris</i> spp.; y algunas especies de hongos entomopatógenos</p> <p>Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos formulados a base de microorganismos autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación</p> <p>Medios físicos Uso de trampas cromáticas azules</p>	Tratar los focos de forma localizada, principalmente en los bordes de la parcela. 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
Heliothrips haemorrhoidalis (TRIPS DE LOS INVERNADEROS)	Muestreo semanal, desde inicios de julio hasta octubre, de 100 frutos que se encuentren en contacto entre sí o con hojas	Mantener controlada la vegetación de los bordes de la parcela	No hay un umbral definido para caqui Se recomienda intervenir cuando se supere el 2 % de frutos ocupados	<p>Medios biológicos Los trips tienen numerosos enemigos naturales generalistas, como son los ácaros fitoseidos <i>Neoseiulus</i> spp., y <i>Amblyseius</i> spp.; los hemípteros <i>Orius</i> spp. y <i>Anthracoris</i> spp.; y algunas especies de hongos entomopatógenos</p> <p>Se podrán utilizar, en el caso de que existan, los productos formulados a base de microorganismos autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación</p> <p>Medios físicos Uso de trampas cromáticas azules</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

(*) 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>Plurivirospphaerella nawae</i> = <i>Mycosphaerella nawae</i> (MANCHA FOLIAR DEL CAQUI)</p>	<p>Estimación del riesgo mediante el modelo de disponibilidad de inóculo</p>	<p>Eliminar la hojarasca del suelo por laboreo, incineración o compostaje (realizarlo de forma conjunta a nivel regional) Aplicar urea a la hojarasca para acelerar su descomposición</p>	<p>Tratar durante los meses de abril, mayo y junio, cuando coinciden temperaturas alrededor de 15-25 °C y humedades relativas elevadas debidas a lluvias o rocíos</p>	<p>Medios biotecnológicos Existen productos formulados a base de microorganismos autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, aplicables desde botón floral hasta el crecimiento del fruto (BBCH 55-75)</p>	<p>Rotación de materias activas de diferentes familias o grupos de acción para evitar resistencias 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>Armillaria mellea</i> (PODREDUMBRE O MAL BLANCO DE LAS RAÍCES)</p>	<p>Marcar los árboles con sintomatología sospechosa y mediante observación visual o análisis determinar la presencia del hongo</p>	<p>Evitar las condiciones favorables para el desarrollo del hongo favoreciendo el drenaje Ante la aparición de la enfermedad: - Una vez eliminado el árbol muerto o en decaimiento, eliminar del terreno raíces contaminadas y airear la tierra - Evitar su propagación mediante zanjas y el arrastre por el laboreo - Evitar replantar inmediatamente, dejando descansar el terreno varios años - Airear la zona del cuello y raíces principales puede frenar la enfermedad</p>	<p>Implementar las medidas culturales en cuanto se diagnostique la presencia de la enfermedad y se detecten síntomas en árboles contiguos a los ya afectados</p>	<p>Medios biológicos <i>Trichoderma viridae</i> es un hongo antagonista de armillaria que actúan reduciendo el inicio y desarrollo de los rizomorfos También se ha descrito a la especie <i>Trichoderma harzianum</i> como antagonista de las enfermedades causadas por hongos fitopatógenos del suelo Medios físicos La solarización, aunque no llega a controlar a la armillaria, estimula el crecimiento de <i>Trichoderma</i></p>	<p>No hay fungidas que tengan una acción apreciable para el control de la enfermedad</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>Rosellinia necatrix</i> [anamorfo: <i>Dematocera necatrix</i>] (PODREDUMBRE BLANCA DE LA RAIZ)</p>	<p>Marcar los árboles con sintomatología sospechosa y mediante observación visual o análisis determinar la presencia del hongo</p>	<ul style="list-style-type: none"> - En suelos pesados limitar las aportaciones de aguas y mejorar el drenaje - No plantar en suelos infectados - Evitar abonar con materias orgánicas poco descompuestas - Solarización del terreno - Realizar zanjas entre zonas contaminadas y sanas - Evitar el arrastre de tierra con las labores 	<p>Aplicar medidas sanitarias de erradicación con la aparición de árboles infectados focos</p>	<p>Medios biológicos Combinaciones de ciertas bacterias (<i>Bacillus subtilis</i>, <i>Pseudomonas pseudoalcaligenes</i> y <i>P. chlororaphis</i>) con <i>Trichoderma</i> spp. (<i>T. atroviride</i> y <i>T. virens</i>) pueden producir retraso de la podredumbre blanca</p> <p>Medios físicos Solarización alrededor del tronco en árboles infectados</p>	<p>Aireación de raíces y tronco mediante zanjas con aplicación de fungicidas</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.

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>Los plantones de caqui son muy sensibles a los herbicidas, realizar un uso indebido o excesivo podría provocar fitotoxicidad a la planta</p> <p>Para el control de las especies anuales, en muchos casos existen herbicidas autorizados de preemergencia</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 utilizado 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>Coryza</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 este • <i>Equisetum arvense</i>, <i>Parietaria officinalis</i>: Son insensibles a la mayoría de herbicidas de amplio espectro, el uso de éstos, deja la superficie del suelo con menor cantidad de vegetación y más apto para el crecimiento de estas malas hierbas • <i>Lolium rigidum</i>: Su momento de actuación varía entre dos hojas y pleno ahijado • <i>Sorghum halepense</i>: Tener en cuenta que existen herbicidas que son eficaces solo para individuos procedentes de semilla • Se puede utilizar tanto cualquier herbicida específico para el control de gramíneas, como herbicidas no selectivos en aplicaciones dirigidas • <i>Cyperus rotundus</i>: Precisa de un control integrado combinando laboreo con tratamientos con herbicidas de translocación cuando la planta es joven, (recién brotada), si el laboreo no es posible, el mejor efecto se consigue efectuando el tratamiento cuando la planta está próxima a la floración • Gramíneas anuales: Incluir antigramíneas específicos, 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 previo a la plantación. El laboreo enterra semillas, destruye y lleva rizomas a la superficie, agotando los órganos de reserva del aparato subterráneo • Realizar solarización, al menos en las líneas de plantación <p>En plantaciones establecidas:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Controlar mediante laboreo los primeros estadios para evitar su expansión, actuando así en los momentos de mayor sensibilidad de la mala hierba. Debido a la superficialidad de sus raíces, el caqui sufre con el laboreo, es aconsejable realizarlo solo en la calle dejando sin labrar las zonas próximas al tronco, eliminando las malas hierbas en este caso mediante siega o de forma manual • Utilizar en las calles vegetación espontánea o sembrada como cubierta vegetal, su control se realizará mediante laboreo o siega • Emplear acolchados en los 3-4 primeros años • Realizar siegas para evitar la fructificación, medida imprescindible por ejemplo en las especies de <i>Coryza</i>. Hay otras que pueden llegar a fructificar por debajo de la altura de corte, como <i>Portulaca oleracea</i> y varias gramíneas anuales • Impedir nuevos aportes de semillas o tubérculos en tierras o en el cepellón de los plantones, mediante 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 tronco, zonas de riego localizado, etc. <p>Particularidades:</p> <ul style="list-style-type: none"> • <i>Convolvulus arvensis</i>, <i>Equisetum arvense</i> y <i>Sorghum halepense</i>: Triturar y picar los rizomas y estolones, en trozos lo más pequeños posible, para debilitar los órganos de reserva que permiten la formación de nuevos individuos • <i>Convolvulus arvensis</i> y <i>Cyperus rotundus</i>: Desarrollan mal en lugares con sombra, por lo que todo lo que la favorezca ayuda en el control • <i>Equisetum arvense</i>: Disminuir la humedad al máximo mediante un buen sistema de drenaje • <i>Oxalis pes-caprae</i>: En las calles es muy adecuada como cubierta vegetal. El pase de trituradora de restos de poda eliminará la parte aérea • Malas hierbas anuales: Realizar laboreo superficial bajo la zona de goteo, en árboles de menos de tres años • La colocación de cubiertas inertes, como paja (mulching), impide el desarrollo de muchas malas hierbas anuales 	<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 amaranto, juncia y verdolaga</p>	<p>Observación visual de la parcela para para estimar la densidad de plantas. Realizar un recorrido homogéneo diferenciando la vegetación de las calles de la zona situada bajo la copa de los árboles:</p> <ul style="list-style-type: none"> - Anuales: Estimar la densidad en 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 período crítico para el cultivo generalmente coincide con los primeros estadios de desarrollo, sobre todo en el período entre implantación, establecimiento y posterior desarrollo del cultivo</p> <p>Particularidades:</p> <ul style="list-style-type: none"> - <i>Portulaca oleracea</i> y <i>Euphorbia prostrata</i>, zonas de riego por goteo 	<p>Dicotiledóneas anuales: <i>Amaranthus</i> spp. <i>Calendula arvensis</i> <i>Chenopodium album</i> <i>Chenopodium murale</i> <i>Diploaxis erucoides</i> <i>Emex spinosa</i> <i>Euphorbia prostrata</i> <i>Mercurialis annua</i> <i>Portulaca oleracea</i> <i>Sonchus</i> spp. <i>Veronica hederifolia</i> <i>Xanthium strumarium</i></p> <p>Dicotiledóneas plurianuales: <i>Asparagus acutifolius</i> <i>Convolvulus althaeoides</i> <i>Convolvulus arvensis</i> <i>Coryza</i> spp. <i>Oxalis pes-caprae</i> <i>Parietaria officinalis</i> <i>Rumex obtusifolius</i></p> <p>Gramíneas anuales: <i>Avena sterilis</i> <i>Bromus</i> spp. <i>Digitaria sanguinalis</i> <i>Echinochloa colona</i> <i>Echinochloa crus-galli</i> <i>Eleusine indica</i> <i>Hordeum murinum</i> <i>Lolium rigidum</i> <i>Setaria verticillata</i></p> <p>Gramíneas plurianuales: <i>Cynodon dactylon</i> <i>Piptatherum miliaceum</i> <i>Sorghum halepense</i></p> <p>Ciperáceas: <i>Euphorbia prostrata</i>, zonas de riego por goteo</p> <p>plurianuales: <i>Cyperus rotundus</i></p> <p>Equisetáceas: <i>Equisetum ramosissimum</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>Limniscus 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 majorero (<i>Maiorerus randoi</i>); Hormiguera oscura (<i>Phengaris nausithous</i>); <i>Theodoxus velascoi</i>
<u>Vertebrados</u>
Mamíferos: Musaraña canaria (<i>Crocidura canariensis</i>); Desmán ibérico (<i>Galemys pyrenaicus</i>); Murciélago de cueva (<i>Miniopterus schreibersii</i>); Murciélago ratonero forestal (<i>Myotis bechsteinii</i>); Murciélago ratonero mediano (<i>Myotis blythii</i>); Murciélago patudo (<i>Myotis capaccinii</i>); Murciélago de Geoffroy o de oreja partida (<i>Myotis emarginatus</i>); Murciélago ratonero grande (<i>Myotis myotis</i>); Murciélago bigotudo (<i>Myotis mystacinus</i>); Nóctulo grande (<i>Nyctalus lasiopterus</i>); Nóctulo mediano (<i>Nyctalus noctula</i>); Orejado canario (<i>Plecotus teneriffae</i>); Murciélago mediterráneo de herradura (<i>Rhinolophus euryale</i>); Murciélago grande de herradura (<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>); Murciélago mediterráneo de herradura (<i>Rhinolophus mehelyi</i>).
Aves: Alzacola (<i>Cercotrichas galactotes</i>); Alondra de Dupont (<i>Chersophilus duponti</i>); Avutarda hubara (<i>Chlamydotis undulada</i>); Aguilucho cenizo (<i>Circus pygargus</i>); Corredor sahariano (<i>Cursorius cursor</i>); Focha moruna (<i>Fulica cristata</i>); Alcaudón chico (<i>Lanius minor</i>); Cerceta pardilla (<i>Marmaronetta angustirostris</i>); Milano real (<i>Milvus milvus</i>); Malvasía cabeciblanca (<i>Oxyura leucocephala</i>); Ganga común (<i>Pterocles alchata</i>); Ortega (<i>Pterocles orientalis</i>); Tarabilla canaria (<i>Saxicola dacotiae</i>); Sisón común (<i>Tetrax tetrax</i>); Torillo (<i>Turnix sylvatica</i>); Paloma rabiche (<i>Columba junoniae</i>).
Peces continentales: Fraile (<i>Salaria fluviatilis</i>); Jarabugo (<i>Anaocypris hispanica</i>); Fartet (<i>Aphanius iberus</i>); Bogardilla (<i>Squalius palaciosi</i>); Fartet atlántico (<i>Aphanius baeticus</i>); Samaruc (<i>Valencia hispanica</i>); Loina (<i>Chondrostoma arrigonis</i>); Cavilat (<i>Cottus gobio</i>); Esturión (<i>Acipenser sturio</i>); Lamprea de arroyo (<i>Lampetra planeri</i>).
Reptiles: Tortuga mediterránea (<i>Testudo hermanni</i>); Tortuga mora (<i>Testudo graeca</i>); Lagartija de Valverde (<i>Algyroides marchi</i>); Lagartija pirenaica (<i>Iberolacerta bonnali</i>); Lagarto ágil (<i>Lacerta agilis</i>); Lagartija pallaresa (<i>Iberolaceta 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*); Lletrera (*Euphorbia margalidiana*); Tabaiba de Monteverde (*Euphorbia mellifera*); Socarrell bord (*Femeniasia balearica*); Mosquera de Tamadaba (*Globularia ascanii*); Mosquera de Tirajana (*Globularia sarcophylla*); Jarilla de Guinate (*Helianthemum bramwelliorum*); Jarilla peluda (*Helianthemum bystropogophyllum*); *Helianthemum caput-felis*; Jarilla de Famara (*Helianthemum gonzalezferreri*); Jarilla de Inagua (*Helianthemum inaguae*); Jarilla de Las Cañadas (*Helianthemum juliae*); Jarilla de Agache (*Helianthemum teneriffae*); Yesquera de Aluce (*Helichrysum alucense*); *Hieracium texedense*; Orquídea de Tenerife (*Himantoglossum metlesicsianum*); *Hymenophyllum wilsonii*; Lechuguilla de El Fraile (*Hypochoeris oligocephala*); Naranjero salvaje gomero (*Ilex perado* subsp. *lopezlilloi*); Crestagallo de Doramas (*Isoplexis chalcantha*); Crestagallo de pinar (*Isoplexis isabelliana*); *Juniperus cedrus*; *Jurinea fontqueri*; Escobilla de Guayadeque (*Kunkeliella canariensis*); Escobilla (*Kunkeliella psilotoclada*); Escobilla carnosa (*Kunkeliella subsucculenta*); *Laserpitium longiradium*; Siempreviva gigante (*Limonium dendroides*); Saladina (*Limonium magallufianum*); Siempreviva malagueña (*Limonium malacitanum*); Saladilla de Peñíscola (*Limonium perplexum*); Saladina (*Limonium pseudodictyocladum*); Siempreviva de Guelgue (*Limonium spectabile*); Siempreviva azul (*Limonium sventenii*); *Linaria tursica*; *Lithodora nitida*; Picopaloma (*Lotus berthelotii*); Picocernícalo (*Lotus eremiticus*); Yerbamuda de Jinámar (*Lotus kunkelii*); Pico de El Sauzal (*Lotus 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

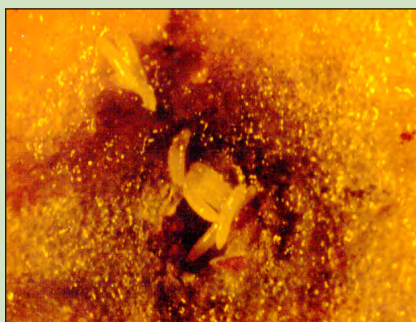




Ceratitis capitata (Wiedemann) (MOSCA MEDITERRÁNEA DE LA FRUTA)



1. Macho y hembra de *Ceratitis*



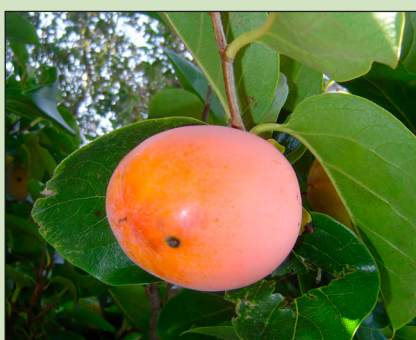
2. Puesta de huevos de *C. capitata*



3. Larvas en el interior del fruto



4. Pupas



5. Fruto picado



6. Trampa tipo "Atract & Kill"

Fotografías: Fernando Romero Colomer y Salvador García Vidal

Descripción

La mosca mediterránea de la fruta es un díptero cosmopolita, distribuido por zonas de clima templado-cálido, que afecta principalmente, con una importante incidencia económica en la cuenca mediterránea, a los frutos de numerosas especies de frutales y cítricos. En nuestra zona son especialmente sensibles a su daño melocotoneros, albaricoqueros, caquis, clementinos y satsumas.

El adulto mide 4-5 mm, es algo menor que la mosca doméstica y está vivamente coloreado. Las alas son irisadas, con varias manchas grisáceas, amarillas y negras. Su cabeza es bastante gruesa y de color oscuro. El tórax es negro y amarillo, mientras que el abdomen es amarillo anaranjado. Los machos se distinguen fácilmente de las hembras, además de por ser algo más pequeños, por presentar en la cabeza dos largas setas que terminan en una paleta romboide de color negro. Los huevos son blancos, fusiforme y ligeramente curvados, de 1 mm de longitud. La larva que mide 7-8 mm es de color blanco amarillento, ápoda, puntiaguda en la parte anterior y truncada en la parte posterior. La pupa es de color marrón rojizo, con forma de barril, segmentada y mide unos 5 mm de longitud.

Las hembras, por medio de su ovíscapo, realizan la puesta en el interior de los frutos en paquetes de 3 a 7 huevos a una profundidad de unos pocos milímetros. Varias hembras pueden realizar la puesta en un mismo fruto donde se pueden encontrar hasta 80 huevos. En condiciones óptimas, una hembra puede poner de 500 a 600 huevos durante su vida.

La larva completa su desarrollo dentro del fruto a expensas de la pulpa, pudiendo realizarlo en 15 días a 25 °C de temperatura media.

Para pupar, mediante fuertes contorsiones, la larva salta al suelo desde el fruto y se entierra a pocos centímetros de profundidad, donde realiza la crisálida. Este es el principal estado invernante, aunque la pupa no puede sobrevivir si se dan temperaturas por debajo de 2 °C durante una semana. Con inviernos suaves es posible que algunos de adultos puedan sobrevivir en naranjas tardías.

C. capitata tiene un gran número de hospedantes, pasando de uno a otro a lo largo del año. Dependiendo de las condiciones climáticas, se han descrito de cinco a ocho generaciones anuales, con dos picos máximos de población en verano y otoño.

Síntomas y daños

Inicialmente los daños en caqui consisten en una pequeña picadura efectuada por la hembra para depositar los huevos, que se rodea de una aureola de color negro. Cuando avivan las larvas y comienzan a alimentarse de la pulpa que las circunda, excavan galerías que suponen la pérdida total del fruto. Este cambia rápidamente de color y adquiere la coloración y consistencia de la madurez, pudiendo caer al suelo, donde las larvas se entierran para pupar.

Periodo crítico para el cultivo

Los ataques de esta plaga se inician con el cambio de color de los frutos del caqui, normalmente a finales de agosto y continúan durante todo el proceso de maduración de la fruta.

Estado más vulnerable de la plaga

El adulto es el estado al que se dirigen la mayoría de las estrategias de control de la plaga.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

Para determinar las poblaciones de la plaga y su evolución se pueden utilizar trampas tipo delta o tipo Nadel cebadas con una paraferomona sexual, en este caso solo se capturan machos, o bien mosqueros cargados con atrayentes alimenticios sólidos más un insecticida, con los que se capturan tanto machos como hembras.

Las trampas deben ser revisadas al menos una vez por semana para confeccionar la curva de vuelo y disponer de datos objetivos fiables para la toma de decisiones.

Medidas de prevención y/o culturales

Un método cultural que contribuye de manera muy importante a limitar los daños consiste en la eliminación y destrucción de los frutos dañados o caídos al suelo, para evitar que las larvas de la mosca completen su ciclo. La fruta no comercial o con daños se debe retirar de la parcela.

Umbral/Momento de intervención

Para el caqui no se ha establecido un umbral de intervención. En cítricos se recomienda intervenir cuando el número de moscas capturadas por trampa y día antes del envero son 2, y 0,5 adultos/trampa y día durante o después del envero.

En todo caso la presencia de frutos con picadas justificaría la realización de un tratamiento.

Medidas alternativas al control químico

La utilización de cubiertas vegetales ayuda a incrementar las poblaciones de depredadores polífagos del suelo, tales como carábidos o arañas rastreadoras; estos depredadores utilizan como recurso alimenticio tanto pupas como adultos recién emergidos de *Ceratitis*.

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

Desde hace ya unos años se está estudiando la viabilidad para controlar poblaciones de *C. capitata* por medio de himenópteros parasitoides. Se sabe de la presencia de diversas especies de parasitoides autóctonos, así como de especies de parasitoides exóticos que se han importado.

Ya se han realizado sueltas experimentales de alguna especie de parasitoide, como el braconídeo *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) y aunque estos trabajos están centrados en el control de la mosca de la fruta en el cultivo de cítricos, su posible incidencia beneficiosa también se podría ver en el cultivo de caqui.

Medios biotecnológicos

En el caso de estar autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, se podrán utilizar los métodos de captura masiva de adultos (con atrayentes sólidos o líquidos) o el método de atracción y muerte (Atract & Kill), consistente en la disposición de trampas con una sustancia atrayente (sexual o alimenticia) a la que se añade un insecticida. La principal diferencia entre ambos sistemas es que el método de atracción y muerte no requiere que la mosca entre en la trampa, sólo con posarse queda afectada por el insecticida, sin embargo, no se puede determinar la cantidad de individuos que el sistema consigue eliminar. La ventaja de este método es su facilidad de manejo en campo, aunque, por otro lado, la utilización de trampas con atrayente líquido no requiere el uso de un insecticida. Para un correcto uso de estas técnicas es imprescindible conocer el periodo de tiempo durante el que los atrayentes y los insecticidas están activos para evitar atraer la plaga a la parcela y que esta no muera.

Para el cultivo del caqui, si el atrayente tiene una duración suficiente, es aconsejable situar las trampas en la parcela a inicios de agosto. En cualquier caso, es fundamental que estos sistemas estén instalados a inicio del cambio de color de la fruta, normalmente a finales de agosto-principio de septiembre y es aconsejable mantenerlos en la parcela al menos 15 días después de concluida la recolección.

En la mayor parte de los casos la densidad de trampeo es de entre 50 y 80 trampas por hectárea, excepto los mosqueros de captura masiva con atrayente líquido, que se utilizan a razón de 75-120 trampas por hectárea, en ambos casos dependiendo de la presión de la plaga.

Otra técnica es el uso de quimioesterilizantes en trampas con atrayentes; a medio-largo plazo las poblaciones disminuyen al provocar infertilidad en los adultos que entran en contacto con la trampa.

Con la técnica del insecto estéril (TIE), se liberan en el medio periódicamente, durante todo el periodo de vuelo del insecto, grandes cantidades de machos de *Ceratitis* esterilizados, de forma que las hembras salvajes fecundadas por estos machos producen huevos inviables, con esta estrategia se consigue reducir paulatinamente las poblaciones del insecto a escala regional.

Medios químicos

Pueden realizarse tratamientos químicos a la totalidad de la copa del árbol u optar por realizar tratamientos cebo utilizando un insecticida mezclado con proteína hidrolizada que actúa como atrayente. En todo caso, el producto deberá de estar autorizado para el uso que se haga.

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/fitos.asp>

Bibliografía

Alonso Muñoz A.; García Mari F.; Rodríguez Reina, J.M. (2004). *Las plagas del caqui, bases para su protección integrada en España*. Fruticultura profesional n.º Extra 147, pág. 27-49.

Beitia, F.; Ferrara, F.A.; Harbi, A.; de Pedro, L.; Tormos, J.; Sabater-Muñoz, B. (2014). *Avances en el control biológico de la mosca de la fruta*. Vida Rural, 379:34-39.

De Pedro, L.; Tormos, J.; Harbi, A.; Ferrara, F.; Sabater-Muñoz, B.; Asís J.D.; Beitia F. (2020). *Acción conjunta de los parasitoides *Aganaspis daci* y *Diachasmimorpha longicaudata* para el control de la mosca mediterránea de la fruta, *Ceratitis capitata*: ¿una estrategia recomendable?* Levante Agrícola, 450: 5-17.

García Marí, F. (2012). *Plagas de los cítricos. Gestión Integrada en países de clima mediterráneo*. Ed. Phytoma-España. Valencia. 556 pp.

García Mari, F.; García Álvarez-Coque, J.M.; Mesado, J. (2002). *La mosca de la fruta (*Ceratitis capitata*)*. Quaderns Agroambientals nº1. Fundación IVIFA.

Navarro-Llopis, V.; Primo, J. y Vacas, S. (2012). *Efficacy of attract-and-kill devices for the control of *Ceratitis capitata**. Pest Management Science. Volume 69, Issue 4.

Pla, N.; Dembilio, Ó.; Peris R.; Cañes M.G., Dalmau V., Pérez-Hedo M., Urbaneja A., Beitia F. (2018). *Control de la mosca mediterránea de la fruta en cítricos*. Vida Rural, 452: 50-56.

Tena; A. et al. (2015) *El cultivo del caqui. Fitófagos plaga asociados al cultivo del caqui*. IVIA Generalitat Valenciana. 209-239.

Tena, A. et al. (2011) *Gestión Integrada de Plagas en cítricos: aplicación práctica*. PHYTOMA España nº 230 junio/julio 2011.





***Planococcus citri* (Risso), *Pseudococcus longispinus* (Targioni-Tozzetti), *Pseudococcus viburni* (Signoret) y *Delottococcus aberiae* (Delotto) (COTONET, COCHINILLAS ALGODONOSAS)**



1. *Planococcus citri*



2. *Pseudococcus longispinus*



3. *Pseudococcus viburni*



4. *Delottococcus aberiae*



5. Daños: negrilla



6. Fauna auxiliar: sifidos

Fotografías: Fernando Romero Colomer y Salvador García Vidal (1, 2, 3 y 5), Francisco J. Beitia (4), José V. Bolinches Perales (6)

Descripción

Las cochinillas algodonosas (Hemiptera: Pseudococcidae) se consideran como uno de los principales problemas fitosanitarios del caqui. En este cultivo se han identificado cuatro especies de cochinillas: *Planococcus citri*, *Pseudococcus longispinus*, *Pseudococcus viburni* y *Delottococcus aberiae*.

En campo las ninfas de estas especies son difíciles de diferenciar, pero las hembras adultas pueden identificarse si se observan con detalle. Las hembras adultas de *P. longispinus* se distinguen por presentar dos filamentos caudales más largos que su cuerpo (1-1,2 x longitud del cuerpo). Las hembras de *P. viburni* también tienen estos filamentos largos, pero no alcanzan la longitud de su cuerpo (0,25-0,75 x longitud del cuerpo). Sin embargo, los filamentos caudales de las hembras de *D. aberiae* y *P. citri* son mucho más cortos. No obstante, estas dos especies pueden identificarse porque *D. aberiae* tiene los filamentos caudales más largos que los filamentos laterales, mientras que en *P. citri* los filamentos caudales y laterales son iguales. Además, las hembras de *P. citri* y *P. longispinus* presentan una línea dorsal característica que está ausente en el caso de *P. viburni* y *D. aberiae*.

El crecimiento de los machos y hembras de las cochinillas algodonosas es prácticamente idéntico durante los dos primeros estadios ninfales. Las ninfas de primer estadio tienen una gran movilidad y son las que migran, principalmente por las ramas y hojas, hasta llegar a nuevas flores y frutos. A partir del segundo estadio ninfal, el desarrollo de machos y hembras es completamente diferente: los machos se oscurecen en comparación con las hembras y pasarán por las fases de prepupa y pupa (en las que desarrollan unos capullos de hilos céreos que los envuelve y protege), hasta la emergencia del adulto que es alado y de coloración pardo rojiza. Por otro lado, las hembras

permanecerán inmóviles desarrollando un tercer estadio ninfal en el que ya son similares a la hembra adulta, pero de menor tamaño. La hembra adulta es de forma ovalada, posee una segmentación bien definida en el dorso y está cubierta por una secreción cerosa.

Nada más emerger los machos adultos buscarán de forma activa a las hembras maduras para fecundarlas. En la mayoría de las especies de pseudocóccidos, una vez fecundadas, las hembras formarán una masa algodonosa en la cual depositan los huevos (ovisaco), aunque existen excepciones, como *P. longispinus*, en el que las ninfas emergen directamente de las hembras, ya que esta especie es ovovivípara. Por lo general, la emergencia de las ninfas se localiza en zonas resguardadas, principalmente debajo de los sépalos y en las zonas de contacto entre frutos o entre hojas y frutos. Todas estas cochinillas algodonosas desarrollan varias generaciones al año.

La abundancia e importancia relativa de estos pseudocóccidos ha variado en los últimos años. Si bien en 2014 y 2015, las cuatro especies estaban presentes y su abundancia relativa dependía de la parcela, hoy en día *P. longispinus* es la principal especie y la que más daños está causando en los caquis.

Síntomas y daños

Las cochinillas algodonosas se alimentan de la savia de la planta y excretan una gran cantidad de melaza con un alto contenido en azúcares. Sobre esta capa de melaza se desarrollan hongos saprófitos, que forman un fieltro negro característico conocido coloquialmente como 'negrilla'. Los frutos manchados por negrilla pierden calidad comercial. Además, cuando se forman colonias de cochinillas bajo los sépalos, los frutos pueden madurar prematuramente.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

Se puede realizar el seguimiento de la dinámica poblacional de la plaga mediante el muestreo de 20-30 árboles escogidos al azar tomando de 6 a 10 frutos por árbol, también al azar, con un total de 130-300 frutos por parcela, con el fin de visualizar la presencia de insectos en el fruto, principalmente bajo los sépalos.

El muestreo debe realizarse entre julio y septiembre, cuando las hembras están en los frutos, aunque en el caso de *D. aberiaie* se aconseja adelantar el seguimiento desde la caída de los pétalos hasta que el fruto alcance 3-4 cm (abril-mayo dependiendo de las zonas) con una periodicidad semanal, ya que los daños que provoca esta especie se comienzan a apreciar antes.

Medidas de prevención y/o culturales

Evitar que las hormigas suban al árbol, ya que éstas son el principal impedimento para que la fauna útil, espontánea o liberada, actúe contra la plaga.

En la medida de lo posible, evitar insecticidas tóxicos para el depredador *Cryptolaemus mountrouzieri* y las especies de los parasitoides que puedan estar presentes en el cultivo.

Realizar podas de aireación en plantaciones poco ventiladas.

Umbral/Momento de intervención

No se ha definido un umbral de daños, algunos autores han establecido el umbral de tratamiento cuando se detecta un 5 % de frutos ocupados. Hay que tener en cuenta que para cada situación

de cultivo se debe evaluar el nivel de daño tolerable, ya que no es lo mismo una plantonada que una plantación adulta y puede haber diferencias entre variedades de caqui. Establecido el umbral, se debe realizar el seguimiento de la presencia de pseudocóccidos bajo los sépalos, e intervenir cuando se sobrepase con las estrategias y materias activas autorizadas.

Mediadas 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 aquellas parcelas donde las cochinillas algodonosas causen problemas se recomienda realizar sueltas del depredador *Cryptolaemus montrouzieri* a finales de primavera. Estas sueltas se pueden complementar con la suelta escalonada de los parasitoides *Anagyrus vladimiri* (antes denominado *A. pseudococci*) y *Leptomastix dactylopii*; realizándola en junio en el caso que se trate de *P. citri*.

El principal parasitoide de *P. longispinus* es *Anagyrus fusciventris*. Este parasitoide no está disponible comercialmente, pero es muy abundante en todas las parcelas de caqui, y para que pueda actuar de forma eficaz contra *P. longispinus* se recomienda evitar, en la medida de lo posible, la subida de las hormigas a los árboles. *A. fusciventris* parasita principalmente a las ninfas de tercer estadio, pero también puede parasitar a ninfas de segundo estadio y hembras adultas.

En campo es fácil diferenciar los individuos de cotonet parasitados porque adquieren tonalidades amarillo-miel y se abomban, adquiriendo forma de barrilete.

Medios físicos

Utilización de barreras físicas adhesivas para evitar el ascenso de hormigas por el tronco.

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/fitos.asp>

Bibliografía

Alonso Muñoz, A.; García Marí, F.; Rodríguez Reina, J.M. (2004). *Las plagas del caqui, bases para su protección integrada en España*. Fruticultura profesional n.º Extra 147, pag. 27-49.

García Marínez, O. (2019) *Bases para una gestión integrada de plagas en el cultivo del caqui en la Comunidad Valenciana*. Tesis Doctoral. Universidad de Alicante.

García Marínez, O.; Urbaneja A.; Beitia, F.; Pérez-Hedo, M. (2015). *Primeros pasos para la gestión integrada de Planococcus citri (Hemiptera: Pseudococcidae) en caqui*. Agrícola Vergel, 382:125-128.

García Marínez, O.; Urbaneja A.; Beitia, F.; Pérez-Hedo, M. (2017). *Especies de cotonet y su dinámica poblacional en cultivo de caqui en la Comunidad Valenciana*. Phytoma-España, 286: 52-55.

García Marínez, O.; Urbaneja A.; Beitia, F.; Pérez-Hedo; M. (2018). *Basis for implementing an integrated pest management program (IPM) in persimmon*. Acta Horticulturae, 1195, 141-146.

Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias. Gestión Integrada de Plagas y Enfermedades en Caqui. Disponible en:

<http://gipcacqui.ivia.es/area/plagas-principales/pseudococcidos/cotonets-caqui>

Malagón, J.; Monzó, J.C. (2014) *Los trips y las cochinillas algodonosas, plagas emergentes en el cultivo del caqui*. Phytoma España n.º 259 mayo 2014 pag 44-51.

Martínez Ferrer, M.T. (2003) *Biología y control del cotonet Planococcus citri (Homoptera: Pseudococcidae) en huertos de cítricos*. Tesis Doctoral. Universidad Politécnica de Valencia

Salvador, F. J. (2016). *Pseudococcidos. cochinillas algodonosas*. Fichas de transferencia Cajamar. Disponible en:

<https://www.cajamar.es/storage/documents/019-pseudococcidos-1469431238-34c5c.pdf>

Tena, A. et al. (2015). *El cultivo del caqui. Fitófagos plaga asociados al cultivo del caqui*. IVIA Generalitat Valenciana. 209-239

Villalba, M., et al. (2006). *Influencia en el control biológico del cotonet Planococcus citri (Hemiptera: Pseudococcidae) de la liberación inoculativa de enemigos naturales y la eliminación de hormigas, en parcelas de cítricos*. Bol. San. Veg. Plagas, 32: 205-215, 2006.





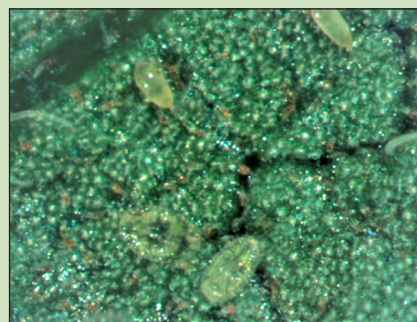
Dialeurodes citri (Ashmead) (MOSCA BLANCA DE LOS CÍTRICOS)



1. *Dialeurodes citri*



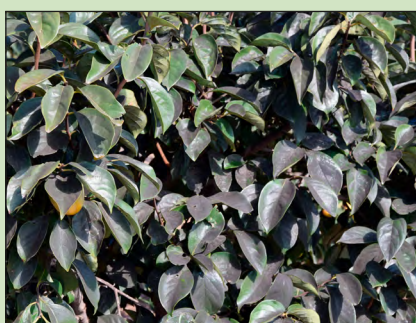
2. Adultos en hoja



3. Huevos y L1



4. L4 de *Dialeurodes citri*



5. Negrilla en hoja



6. Fauna auxiliar: *Encarsia strenua*

Fotografías: José V. Bolinches Perales

Descripción

Dialeurodes citri es un aleiródido, o mosca blanca, común en los cítricos de toda la cuenca mediterránea, que en los últimos años está afectando de forma importante al caqui.

D. citri pasa por 4 estadios larvarios, de L1 a L4, y uno de pupa. En general, las ninfas de esta mosca tienen forma de discos elípticos, muy planos y casi transparentes. Carecen de secreción cérea y sobre el dorso pueden observarse los canales de dos poros, situados en el borde de la parte anterior del cuerpo, que se unen en una estructura dorsal longitudinal que da al conjunto el aspecto de Y. Se distinguen de otras especies de moscas blancas de cítricos por la ausencia de secreción cérea algodonosa o filamentosa característica de *Aleurothrixus floccosus* y *Paraleyrodes minei*; por carecer del halo céreo transparente alrededor del cuerpo, típico de la ninfa de *Parabemisia myricae*; y por no sobrepasar su línula el orificio vasiforme.

Las pupas son de tonalidad amarillenta; al emerger los adultos dejan un exuvio blanquecino que con frecuencia es más visible sobre las hojas que las mismas ninfas vivas.

Los adultos son blancos, tienen un tamaño de 1-2 mm, algo mayores que los adultos de *A. floccosus*. En reposo mantienen sus alas planas sobre el cuerpo, mientras que *A. floccosus* las mantiene con algo de pendiente. Las hembras realizan la puesta de forma dispersa cerca del nervio central de las hojas; los huevos son alargados y amarillentos. Se ha observado que la mortalidad que se produce en el paso de huevos a ninfas de primera edad es muy elevada.

D. citri desarrolla a lo largo del año tres etapas de vuelo y tres generaciones homogéneas claramente diferenciadas: los adultos realizan su primer vuelo en abril, procedentes de parcelas de cítricos u otros hospedantes, y depositan los huevos en las hojas de la brotación de primavera totalmente desarrolladas. El segundo vuelo es en julio, poniendo sus huevos en hojas jóvenes totalmente desarrolladas de la brotación de verano. El tercer vuelo y último periodo de puesta tiene lugar en septiembre. Al ser el caqui un árbol de hoja caduca, necesita de un hospedante alternativo donde pasar el invierno, para colonizar de nuevo el caqui en primavera.

La evolución estacional de *D. citri* a lo largo del año es muy estable al no estar condicionada como las otras especies de moscas blancas por la presencia de hojas jóvenes, ya que realiza la puesta en hojas adultas.

Durante el otoño, cuando el fotoperiodo tiene menos de 12 horas diarias de luz, el cuarto estadio ninfal entra en periodo de quiescencia u oligopausa y detiene su desarrollo. La ninfa de cuarta edad es por tanto el estadio de desarrollo que pasa el invierno.

D. citri prolifera en plantaciones de cítricos densas y con escasa circulación de aire y de aquí pasa a las plantaciones de caqui. También se encuentra a menudo sobre aligustres y otras plantas ornamentales, alcanzando con frecuencia elevados niveles poblacionales en parques y jardines.

Síntomas y daños

Las ninfas localizadas en el envés de las hojas producen gran cantidad de melaza que cae sobre el haz de las hojas inferiores. Sobre la melaza se desarrolla la negrilla, que mancha las hojas y frutos, debilita la planta y puede causar reducción de la cosecha y mala calidad de esta.

Estado más vulnerable de la plaga

El momento de desarrollo más vulnerable es la ninfa recién nacida, en su primer estadio. Este estadio predomina unos días después de los tres vuelos de adultos y los tres periodos de puesta que tienen lugar en abril-mayo, julio y septiembre.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

Se recomienda seleccionar al azar 40 hojas de 10 árboles, cuatro por árbol, de entre las hojas jóvenes totalmente desarrolladas de la última brotación, contando el total de ninfas vivas por hoja.

Medidas de prevención y/o culturales

El control de las poblaciones de mosca blanca de las plantaciones de cítricos colindantes es fundamental para evitar el desplazamiento a las plantaciones de caquis.

Umbral/Momento de intervención

No se ha determinado un umbral de tratamiento en esta especie de mosca blanca. Dado que la forma de desarrollo más vulnerable es la ninfa recién nacida y el primer estadio, el momento de intervención es cuando predomine este estadio, unos días después de los vuelos de adultos y de los periodos de puesta.

Medidas alternativas al control químico

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

Medios biológicos

En la Península Ibérica el único parasitoide de ninfas de *D. citri* que se ha identificado es el himenóptero afelínido *Encarsia strenua*, con porcentajes de parasitismo bajos, no superando en la mayoría de los casos el 20 %. El parasitoide se observa tanto en plantaciones de caquis, como en cítricos, en aligustres y cítricos ornamentales de jardines urbanos.

En otros países del mediterráneo el enemigo natural más importante es *Encarsia lahorensis*, que parasita el tercer y cuarto estadio ninfal. *Encarsia lahorensis* muestra adelfoparasitismo: las hembras se desarrollan como endoparasitoides de *D. citri*, pero los machos se desarrollan como ectoparasitoides de hembras inmaduras de su misma especie o de otras especies.

También se observa con frecuencia el coleóptero coccinélido depredador *Clitostethus arcuatus*. Por otra parte, se ha detectado una elevada presencia de diversas especies de ácaros fitoseidos en el cultivo de caqui, alguna de las cuales podría tener una estrecha relación con esta especie de mosca blanca y podría contribuir a su control poblacional. Por ello es aconsejable no realizar tratamientos químicos que puedan afectar a las poblaciones naturales de fitoseidos.

Medios químicos

Aplicar los tratamientos cuando predominen en la población las larvas jóvenes L1-L2.

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/fitos.asp>

Bibliografía

García Marí, F. (2012). *Plagas de los cítricos. Gestión Integrada en países de clima mediterráneo*. Ed. Phytoma-España. Valencia. 556 pp.

García Martínez, O.; Beitia, F.; Hernández De la Fuente, I.; Urbaneja, A.; Pérez-Hedo, M. (2017). *Fitófagos plaga y potenciales plaga del cultivo de caqui en la Comunidad Valenciana*. *Agrícola Vergel*, 405: 345-348.

García Martínez, O.; Urbaneja, A.; Ferragut, F.; Beitia, F.; Pérez-Hedo, M. (2019). *Persimmon orchards harbor an abundant and well-established predatory mite fauna*. *Experimental and Applied Acarology*, 77:145-159.

Hernández De la Fuente, I.; Laurín, M.; Beitia, F.; Tormos, J. (2019). *Estudio preliminar sobre la evolución poblacional de *Dialeurodes citri* (Ashmead) (Hemiptera: Aleyrodidae), en cultivos de caqui en la Comunidad Valenciana*. *Agrícola Vergel*, 422: 221-228.

Llorens, J.M. (1994). *Introducción, Biología y Control de la Mosca Blanca de los Cítricos *Dialeurodes citri* (Homoptera, Aleyrodidae) en la provincia de Alicante*. Tesis Doctoral. Universitat Politècnica de València. Valencia, España.

Llorens, J.M. y Capilla, M.A. (1994). *Evolución de la mosca blanca de los cítricos (*Dialeurodes citri* Ashmead), en la provincia de Alicante*. *Bol. San. Veg. Plagas*, 20: 79-88.

Malausa, J.C. y Franco, E. (1986). Fecundity, survival and life cycle of the citrus whitefly, *Dialeurodes citri* (Ashm.), pp. 99-108. En: R. Cavalloro y E.D. Martino (eds.). *Integrated pest control in citrus-groves*. Proceedings of the experts' meeting, Acireale March 1985. Balkema, Rotterdam, Holanda.

Soto, A. (1999). *Dinámica poblacional y control biológico de las moscas blancas de los cítricos *Parabemisia myricae* (Kuwana), *Aleurothrixus floccosus* (Maskell) y *Dialeurodes citri* (Ashmead) (Homoptera: Aleyrodidae)*. Tesis Doctoral. Universitat Politècnica de València, Valencia, España.

Soto, A.; Ohlenschläger, F. y Garcia-Marí, F. (2001). *Dinámica poblacional y control biológico de las moscas blancas *Aleurothrixus floccosus*, *Dialeurodes citri* y *Parabemisia myricae* (Homoptera: Aleyrodidae) en los cítricos valencianos*. *Bol.San. Veg. Plagas*, 27: 3-20.



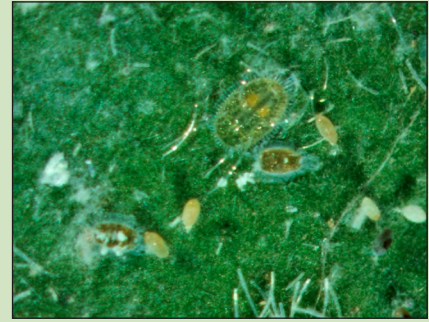
Paraleyrodes minei laccharino (PARALEYRODES)



1. Nidos de *P. minei*



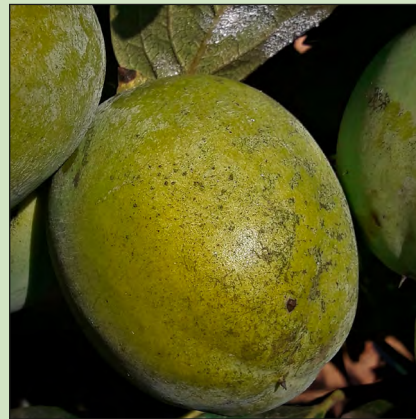
2. Adulto de *P. minei*



3. Huevo, L1 y L2



4. Ninfa



5. Negrilla en fruto



6. Fauna auxiliar: larva de *Clitostethus arcuatus*

Fotografías: José V. Bolinches Perales

Descripción

Paraleyrodes minei es una especie de mosca blanca de presencia reciente en el Mediterráneo que se detecta por primera vez en Málaga en 1990. Se desarrolla sobre cítricos, caquis y aguacates. Inicialmente causó pocos daños, pero sus poblaciones se han incrementado con el tiempo.

En los caquis de la Comunitat Valenciana se detectó por primera vez en el año 2015, en las comarcas de la Ribera Baixa y Alta. No obstante, se encuentra geográficamente localizada en todas las áreas de cultivo de caqui, principalmente en aquellas donde cohabitan los cultivos de cítricos y caqui.

Los adultos son blanquecinos por la cera pulverulenta que los cubre. Son muy poco móviles, con antenas largas y gruesas. Las hembras son algo mayores que los machos. Los huevos, de forma elíptica, inicialmente blanquecinos aunque se oscurecen al acercarse la eclosión, son depositados en vertical sobre un corto pedicelo en el envés de las hojas adultas. Las ninfas son ovales y amarillo-acarameladas, con una fila de sedas cortas blancas alrededor del cuerpo. Segregan unos largos filamentos céreos que se rompen y forman los anillos o nidos, característicos de esta especie, en los que se alojan los adultos y donde las hembras realizan la puestas.

El tiempo de desarrollo del huevo puede variar entre unos 22 días en invierno hasta 6 días en verano. El tiempo total de desarrollo de los inmaduros oscila desde más de 60 días en invierno a menos de 20 días en verano. La fecundidad media por hembra es de unos 45 huevos. La temperatura umbral de desarrollo para los inmaduros es baja, de 7,5 °C; ello explica que en la zona citrícola mediterránea *P. minei* continúe su evolución durante el invierno en todos los estadios de desarrollo, sin detener su desarrollo. La integral térmica del desarrollo de inmaduros es de 378 grados días, lo que resulta en 6-7 generaciones/año.

Síntomas y daños

P. minei realiza la puesta y se desarrolla en el envés de hojas adultas totalmente desarrolladas y muestra gran preferencia por colonizar hojas previamente infestadas por *Dialeurodes citri*.

Causa daños directos al alimentarse de la savia. Los daños indirectos son más importantes y son provocados por la abundante producción de secreciones cerasas y melaza, sobre la que se desarrolla la negrilla que mancha hojas y frutos. La negrilla producida por *P. minei* es más fina y menos consistente que la producida por otros hemípteros, pero se adhiere fuertemente al sustrato por lo que es más difícil de eliminar por lavado de los frutos en el almacén.

Periodo crítico para el cultivo

La evolución de la abundancia de *P. minei* en las parcelas de caqui a lo largo del año es muy irregular, muestra un mínimo a mitad de julio y un máximo al final del verano. Los mayores daños por manchas de negrilla se observan al final del verano.

Estado más vulnerable de la plaga

En caqui, al analizar la composición de sus poblaciones a lo largo del año, se observa la presencia de todos los estadios de desarrollo mezclados y en proporciones similares, sin variaciones estacionales definidas como en otras especies de moscas blancas (*D. citri*). No existen, por tanto, momentos a lo largo del año donde predominen determinados estadios más sensibles.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

Se ha propuesto como método de muestreo la observación de dos ramas por árbol, en 25 árboles. En cada rama, de aproximadamente un año de edad, se observarán al azar cinco hojas seguidas por el envés, anotando el porcentaje aproximado de superficie foliar infestado por *P. minei*.

Medidas de prevención y/o culturales

El control de las poblaciones de esta mosca blanca en las plantaciones de cítricos colindantes es fundamental para evitar el desplazamiento a las plantaciones de caquis.

Umbral/Momento de intervención

No se han definido niveles de riesgo ni umbrales de intervención. Se debe evitar en cualquier caso la aparición de negrilla sobre los frutos durante el final del verano.

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

Apenas se observan enemigos naturales en las colonias de *P. minei*. Muy ocasionalmente se observa algún depredador generalista, como neurópteros o coleópteros coccinélidos. Se considera que el control biológico apenas afecta a sus poblaciones, por lo que deben ser factores climáticos o ambientales los responsables de la gran irregularidad geográfica, estacional e interanual observada.

Al igual que para *D. citri*, se ha detectado una elevada presencia de diversas especies de ácaros fitoseidos en el cultivo de caqui, alguna de las cuales podría tener una estrecha relación con esta especie de mosca blanca y podría contribuir a su control poblacional; pero este aspecto está aún siendo sometido a estudio, para determinar qué especie de fitoseido podría ser interesante, y en su caso, cómo actuar para facilitar su acción. Se recomienda no realizar tratamientos químicos que puedan afectar a las poblaciones de fitoseidos.

Medios químicos

Las aplicaciones de fitosanitarios deben realizarse con elevado volumen de caldo plaguicida.

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/fitos.asp>

Bibliografía

Bellows, T.S.; Meisenbacher, E y Headrick, O.H. (1998). *Field biology of Paraleyrodes minei (Homoptera: Aleyrodidae) in Southern California*. Environmental Entomology, 27: 277-281.

Cabrera Laborde-Bois, P.; García Marí, F.; Soler, J.M. y Val Manterola, L. (2018). *Comparison of two different spray volumes for the control of the whitefly Paraleyrodes minei (Hemiptera: Aleyrodidae) in citrus crops*. IOBC/wprs Bulletin, 132: 116-121.

García García, E.J.; Garijo, C.; García Segura, S. (1992). *Presencia de Paraleyrodes sp. prox. citri (Bondar, 1931) (Insecta: Homoptera: Aleyrodidae) en los cultivos de cítricos de la provincia de Málaga (sur de España): Aspectos biológicos y ecológicos de la plaga*. Bol. San. Veg. Plagas, 18: 3-9.

García Marí, F. (2012). *Plagas de los cítricos. Gestión Integrada en países de clima mediterráneo*. Ed. Phytoma-España. Valencia. 556 pp.

García Marí, F. (2018). *Distribución geográfica y evolución estacional e interanual de la mosca blanca Paraleyrodes minei (Hemíptera: Aleyrodidae) en los cultivos de cítricos del este de la Península Ibérica*. Levante Agrícola, 440: 37-44.

García Marí, F. (2018). *Tiempo de desarrollo, integral térmica y temperatura umbral de la mosca blanca Paraleyrodes minei (Hemíptera: Aleyrodidae) obtenidos de seguimientos en campo*. Levante Agrícola, 441: 120-125.

García Martínez, O.; Beitia, F.; Hernández De la Fuente, I.; Urbaneja, A.; Pérez-Hedo, M. (2017). *Fitófagos plaga y potenciales plaga del cultivo de caqui en la Comunidad Valenciana*. Agrícola Vergel, 405: 345-348.

García Martínez, O.; Urbaneja, A.; Ferragut, F.; Beitia, F.; Pérez-Hedo, M. (2019). *Persimmon orchards harbor an abundant and well-established predatory mite fauna*. Experimental and Applied Acarology, 77:145-159.



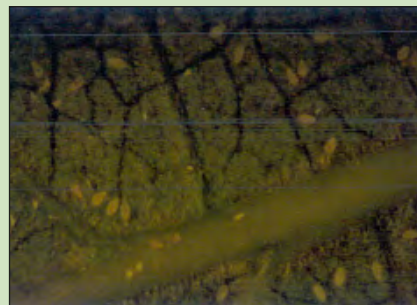
***Parthenolecanium corni* Bouché (CAPARRETA MARRÓN O COCHINILLA DE LA VID)**



1. Hembras de *P. corni*



2. Hembra con huevos



3. Larvas en hoja



4. Larva de primer estadio



5. Larva de segundo estadio



6. *P. corni* en caqui

Fotografías: Fernando Romero Colomer y Salvador García Vidal

Descripción

Parthenolecanium corni es una cochinilla polífaga (Hemiptera: Coccidae) que puede afectar, además de la vid, a otras especies leñosas y que se localiza esporádicamente en algunas parcelas de caqui, no llegando a alcanzar de forma permanente el nivel de plaga.

Las hembras adultas tienen una típica forma globosa, más pronunciada cuanto más cerca está el período de puesta, y un tamaño comprendido entre los 4-6 mm de largo y los 3-4 mm de ancho. Su color es marrón o castaño oscuro, con aspecto barnizado. Esta cochinilla presenta una morfología similar al de la caparreta negra (*Saissetia oleae*), pero con el caparazón liso y sin la H característica de esta última, con una típica abertura en la zona anal.

Los huevos son de color blanquecino, pequeños, de forma ovalada y se encuentran en gran número debajo del caparazón de la hembra.

Las larvas en su primer estadio son de forma ovalada, aplastadas, de color amarillo pálido y de pequeño tamaño (0,35 mm de largo y 0,2 mm de ancho). Después de una primera muda, las larvas de segundo estadio pasan a medir 1,5-2 mm de largo por 1 mm de ancho, conservando la forma aplastada y ovalada, aunque de color más oscuro. Durante este estadio se observa en la parte dorsal del caparazón una zona transversal sobresaliente bien marcada, con una coloración ligeramente más clara que el resto.

La reproducción es mayoritariamente partenogenética, pero pueden aparecer machos de forma muy ocasional. Estos tienen unos 2 mm de largo, son alados y son de color amarillento. En los primeros estados larvarios ya existe un acusado dimorfismo entre machos y hembras.

Biología

No se conoce el ciclo biológico de la caparreta marrón en caqui bajo nuestras condiciones de cultivo, pero en estudios realizados en Italia, se indica una generación anual que puede venir seguida por una segunda generación si las condiciones climáticas son adecuadas.

Entre finales de primavera y principios de verano las hembras realizan la puesta debajo de su cuerpo, en el interior del caparazón, llegando a depositar de 2.000 a 3.000 huevos por hembra. La incubación puede durar 15-30 días y tras la eclosión, las larvas móviles de primer estadio salen de debajo del caparazón y se desplazan a las hojas nuevas para alimentarse. Tras la muda, las larvas de segundo estadio se dirigen hacia las ramas o las partes leñosas de la planta para hibernar en estado de diapausa. Durante este periodo las hembras crecen rápidamente, toman una coloración grisácea y alcanzan sus máximas dimensiones, adquiriendo una forma fuertemente convexa.

En condiciones climáticas adecuadas, con la salida de las larvas en febrero o marzo, puede darse una segunda generación entre julio y septiembre.

Durante la fase móvil, las larvas pueden ser transportadas a gran distancia por el viento o los aperos agrícolas.

Síntomas y daños

El principal daño asociado a estas cochinillas es el derivado de la secreción de melaza, que ensucia los frutos y favorece el desarrollo de negrilla o fumagina que los deprecia comercialmente.

Poblaciones muy elevadas pueden afectar al calibre de la fruta y debilitar e incluso secar ramas.

La aparición de esta plaga no se produce de forma generalizada, normalmente solo afecta a un grupo de árboles formando un foco.

Periodo crítico para el cultivo

En verano, en el periodo de dispersión de las larvas de segunda generación.

Estado más vulnerable de la plaga

Es más sensible a los tratamientos fitosanitarios en los primeros estados larvarios.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

La observación durante el invierno de los caparazones de las hembras muertas nos indicará el posible foco y su desarrollo en la presente campaña.

En primavera observar la presencia de larvas que se fijan en el haz de las hojas y en los brotes, acompañados de gotitas de melaza.

En caso de fuertes infestaciones, levantar los caparazones de las hembras y controlar la eclosión de los huevos en verano.

Medidas de prevención y/o culturales

Eliminación mediante la poda de las ramas afectadas.

Evitar, en la medida de lo posible que las hormigas suban al árbol, ya que estas son el principal impedimento para que la fauna útil, espontánea o liberada, actúe contra la plaga.

Umbral/Momento de intervención

No hay un umbral definido. La observación de caparazones de hembras nos indicará la posible presencia de focos del insecto en el cultivo y con el seguimiento de la evolución de estos se determinará la necesidad de intervención en caso de altas infestaciones. Esta intervención se realizará en verano cuando haya eclosionado entre el 80 y 90 % de huevos y estén las larvas en el estado más sensible.

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

Tiene una variada fauna auxiliar, entre la que destaca el himenoptero depredador *Scutellista caerulea*, capaz de regular sus poblaciones.

Medios físicos

Utilización de barreras físicas adhesivas para evitar el ascenso de hormigas por el tronco.

Medios químicos

Tratar los focos localizados eligiendo productos que respeten la fauna auxiliar.

Se podrán utilizar, en el caso se 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/fitos.asp>

Bibliografía

Alonso Muñoz, A.; García Mari, F.; Rodríguez Reina, J.M. (2004). *Las plagas del caqui, bases para su protección integrada en España*. Fruticultura profesional n.º Extra 147 pág. 27-49.

Barrios Sanroma, G.(2004). *Los parásitos de la Vid. Estrategias de protección razonada*. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. Ed. Mundi-Prensa 5ª de pág.62-65

Borges da Silva, E.; Maia, M.; Santos, M.; Cruz, A.; Botelho, M.; Franco, M.; Franco, J.C.; Ribeiro, H.; Mexia, A. (2016). *Parthenolecanium corni (Bouché) (Hemiptera Coccidae) In vineyards in Portugal: morphology, seasonal development, life cycle and reproduction*. REDIA, XCIX, 2016: 215-217.

García Vidal. S. et al. (2000). *Aspectos fitosanitarios del cultivo del caqui en la Comarca de la Ribera*. Agrícola Vergel. Diciembre pág. 785-794.

Prieto Martín, J. (2015). *Plagas del caqui y enemigos naturales en la comarca de la Ribera Alta: Abundancia y evolución estacional en el año 2015*. Trabajo Fin de Grado Universidad Politécnica de Valencia. Valencia.

Pollini, A.; Ponti, A.; Laffi, F. (1993). *Insetti dannosi alle piante da frutto*. ED.L'Informatore Agrario. Pág 21-22.

Tena, A. et al. (2015) *El cultivo del caqui. Fitófagos plaga asociados al cultivo del caqui*. IVIA Generalitat Valenciana. 209-239.



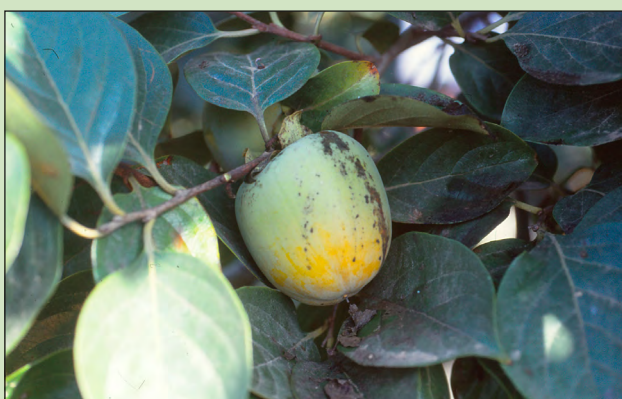
Saissetia oleae Olivier (CAPARRETA NEGRA, COCHINILLA DE LA TIZNE)



1. *S. oleae*, caparretas



2. Hembras sobre fruto de caqui



3. Negrilla



4. Parásito *Scutellista caerulea*

Fotografías: Fernando Romero Colomer y Salvador García Vidal

Descripción

Saissetia oleae (Homoptera: Coccidae) es una especie polífaga y cosmopolita que se ha citado sobre numerosas especies de plantas, tanto cultivadas como espontáneas. Este lecanino es considerado como una plaga importante en olivo y cítricos y aparece ocasionalmente en caqui, asociado a plantaciones próximas o dobladas de cítricos.

Las hembras adultas de *Saissetia oleae* son de color marrón oscuro a negro, tienen el cuerpo ovalado, de forma convexa, de 2 a 5 mm de longitud y de 1 a 4 mm de anchura, y pueden distinguirse de otros coccidos por las quillas características en forma de H que presentan en el dorso. En líneas generales, son sencillas de identificar por el tamaño y la forma que asemeja a medio grano de pimienta.

Los huevos, de forma elipsoidal, son inicialmente de color amarillento, pasando a un color más rosado a medida que se aproxima la eclosión. La hembra realiza la puesta bajo su propio caparazón en un número muy elevado, formando una masa de huevos que ira eclosionando de forma escalonada.

Las larvas de *S. oleae* pasan por tres estadios ninfales antes de alcanzar el estado de adulto. Las larvas neonatas, móviles y de color amarillento, abandonan a la hembra y se desplazan a las hojas. A partir de la 2ª muda (se empieza a apreciar la cresta en forma de H sobre el dorso), las ninfas se desplazan hacia las ramas para inmovilizarse y pasar a hembra adulta.

En caqui *S. oleae* presenta una o dos generaciones; una generación anual y una segunda parcial. Hay un máximo poblacional en julio de ninfas móviles y una segunda salida parcial de ninfas móviles, heterogénea y variable en otoño-invierno.

Síntomas y daños

El daño directo se debe a la succión de savia que produce un debilitamiento de la planta. No obstante, el principal daño es consecuencia de la secreción de melaza que sirve de sustrato para la fumagina o negrilla; este hongo forma una capa muy difícil de eliminar que reduce la función clorofílica y ensucia los frutos depreciándolos comercialmente.

Periodo crítico para el cultivo

Los meses de verano, cuando se produce el máximo poblacional, sería el momento de mayor incidencia de daños.

Estado más vulnerable de la plaga

Es más sensible a los tratamientos fitosanitarios en los primeros estados larvarios, hasta que se aprecie la forma de "H" en el caparazón, esto es, hasta L3.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

La caparreta negra es considerada una plaga secundaria que solo aparece de forma ocasional en plantaciones cercanas a cítricos poco cuidados.

A principios de verano muestrear 4 brotes/árbol de 25 árboles cercanos o colindantes a plantaciones de riesgo. Si se detectan caparazones de hembras no parasitadas, realizar el seguimiento de la eclosión de los huevos, que pasan de color rosado a blanquecinos.

En verano hay una tasa de mortalidad muy alta por ser las formas de primer estadio muy sensibles a las condiciones ambientales: temperaturas altas y bajas humedades relativas. En el caso de veranos frescos y/o húmedos tenerlo en cuenta a la hora de determinar la necesidad de realizar un tratamiento.

Medidas de prevención y/o culturales

Vigilar las parcelas de riesgo con presencia o antecedentes de ataque de cochinilla y realizar podas de aireación.

Evitar que la población de hormigas suba al árbol, ya que estas son el principal impedimento para que la fauna útil, espontánea o liberada, actúe contra la plaga.

Eliminación mediante la poda de las ramas afectadas.

Umbral/Momento de intervención

No hay un umbral definido para el caqui. En olivo se recomienda intervenir cuando hay más de 4 hembras no parasitadas en veinte arboles muestreados, 10 brotes por árbol. En cítricos, se recomienda observar cuatro brotes por árbol (con sus hojas) en una muestra de 25 árboles, alcanzándose el umbral en primera generación si se encuentra más de una larva viva por brote, y en segunda generación (julio-septiembre) cuando hay más de 0,2-0,5 hembras por brote con el 100 % de huevos avivados.

Si se toma la decisión de tratar, el momento más adecuado sería a final de julio y principios de agosto, cuando se detecte el máximo de formas sensibles (L1-L3).

Medidas alternativas al control químico

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

Medios biológicos

Hay una gran cantidad de fauna auxiliar capaz de controlar al insecto. Los principales enemigos naturales son los parásitos *Coccophagus lycimnia*, *Metaphycus flavus* y *Metaphycus helvolus* y los depredadores *Scutellista caerulea* y *Chilocorus bipustulatus*.

Medios físicos

Utilización de barreras físicas adhesivas para evitar el ascenso de hormigas por el tronco.

Medios químicos

Tratar los focos localizados eligiendo productos que respeten la fauna auxiliar.

Se podrán utilizar, en el caso se 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/fitos.asp>

Bibliografía

Alonso Muñoz, A.; García Mari, F.; Rodríguez Reina, J.M. (2004). *Las plagas del caqui, bases para su protección integrada en España*. Fruticultura profesional n.º Extra 147 pág. 27-49.

García Marí, F. (2012). *Plagas de los cítricos. Gestión Integrada en países de clima mediterráneo*. Ed. Phytoma-España. Valencia. 556 pp.

García Vidal, S. et al. (2000). *Aspectos fitosanitarios del cultivo del caqui en la Comarca de la Ribera*. Agrícola Vergel. Diciembre. Págs. 785-794.

Laborda Cenjor, R. (2012). *Comparación de la abundancia y biodiversidad de artrópodos auxiliares entre parcelas de cultivo ecológico y convencional, en plantaciones de cítricos, caqui y nectarina*. Tesis Doctoral. Universitat Politècnica de València, Valencia.

Llorens Climent, J.M. (1990). *Homóptera I. Cochinillas de los cítricos y su control biológico*. Pisa Ediciones pág. 137-144.

Prieto Martín, J. (2015). *Plagas del caqui y enemigos naturales en la comarca de la Ribera Alta: Abundancia y evolución estacional en el año 2015*. Trabajo Fin de Grado Universidad Politécnica de Valencia. Valencia.

Tena, A.; Barreda, et al. (2008). *Densidad y estructura poblacional de Saissetia oleae Olivier (Hemíptera: Coccidae) en cítricos y olivos: importancia relativa de las dos generaciones anuales*. Bol.San.Veg. Plagas, 34:221-218.

Tena, A. et al. (2015) *El cultivo del caqui. Fitófagos plaga asociados al cultivo del caqui*. IVIA Generalitat Valenciana. 209-239.



Ceroplastes sinensis Del Guercio (CAPARRETA BLANCA)



1. Hembra de *C. Sinensis* (L3)



2. Hembras (H3)



3. Huevos bajo el escudo de la hembra

Fotografías: Fernando Romero Colomer y Salvador García Vidal

Descripción

Se han localizado en parcelas de caqui diferentes cochinillas presentes en los cítricos que por proximidad de cultivo han pasado a estas. Entre otras especies, se han identificado serpetas (*Lepidosaphes gloverii*), piojo blanco (*Aspidiotus nerii*), caparreta blanca (*Ceroplastes sinensis*) y caparreta blanda, (*Coccus hesperidum*), aunque de todas ellas la que aparece de forma más regular es la caparreta blanca. En general, y exceptuando a *C. sinensis* que puede establecerse de forma temporal, estas cochinillas no se han instalado en el cultivo y van desapareciendo progresivamente de forma natural.

Las hembras adultas de *Ceroplastes sinensis* miden entre 3 y 7 mm de largo y se identifican por tener el cuerpo ovalado, marcadamente abombado, y cubierto con seis pequeñas placas dorsales ceras y blanquecinas. El cuerpo es de color rojo vinoso, observable al levantar las placas dorsales. La presencia de machos en esta especie es muy rara dado que se reproduce por partenogénesis telioica.

La hembra realiza la puesta de forma escalonada en el interior de su cuerpo, de tal forma que conforme va depositando huevos (de color rosáceo recién puestos), su propio cuerpo se va reduciendo hasta quedar solo la cubierta que los protege. La fecundidad media por hembra es de aproximadamente 2.000 huevos.

Para su desarrollo, las larvas pasan por tres estadios antes de alcanzar el estado de adulto. Las larvas jóvenes tienen aspecto de estrella, por las secreciones ceras blanquecinas que cubren su cuerpo de color rojo oscuro. En los primeros estadios juveniles las larvas son móviles, lo que les confiere la capacidad de dispersión. Al crecer, las larvas de segundo y tercer estadio presentan tres secreciones ceras laterales simples más reducidas y aparece el tegumento rojizo que en poco tiempo se vuelve blanquecino.

La caparreta blanca se localiza en brotes tiernos, ramas y hojas. Esta cochinilla presenta una sola generación por año, con salida escalonada de larvas iniciándose en verano. Durante el otoño e invierno se observan las ninfas en forma de estrella y con este aspecto se mantienen hasta verano, cuando aumentan de tamaño y alcanzan el estado adulto.

Síntomas y daños

En general las cochinillas realizan dos tipos de daños, uno directo por la succión de savia, que conlleva un debilitamiento de la planta, y algunas especies también producen daños indirectos al secretar melaza que sirve de sustrato para la fumagina o negrilla. Este hongo saprófago es muy difícil de eliminar, reduce la función clorofílica y ensucia los frutos, depreciándolos comercialmente.

Periodo crítico para el cultivo

La producción de melaza de *C. sinensis* es más abundante durante el tercer estadio larvario y en el estado de hembra joven.

Estado más vulnerable de la plaga

Los tratamientos, en caso de ser necesarios, se realizarían cuando todos los huevos hubieran avivado y se vieran las larvas con la típica forma de "estrellita" blanca.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

En general es una plaga secundaria que solo aparece de forma ocasional en plantaciones cercanas a cítricos poco cuidados y en muy raras ocasiones requerirá realizar una intervención para minimizar daños.

En aquellas parcelas donde la caparreta blanca ha causado daños en años anteriores realizar el seguimiento a finales de verano, cuando las hembras con huevos están en las ramas.

En cítricos se recomienda observar cuatro brotes (ramas y hojas) para determinar el momento en el que se detecta el máximo número de individuos en formas sensibles (larvas). Sobre unos 75-100 árboles.

Medidas de prevención y/o culturales

Vigilar las parcelas de riesgo con presencia o antecedentes de ataque de cochinilla y realizar podas de aireación.

Evitar que la población de hormigas suba al árbol, ya que estas son el principal impedimento para que la fauna útil, espontánea o liberada, actúe contra la plaga.

Umbral/Momento de intervención

No hay un umbral definido para el caqui.

En caso de tomar la decisión de tratar, el momento más adecuado sería en otoño, cuando el 100 % de los huevos haya eclosionado y la mayoría de la población esté compuesta por ninfas de primer y segundo estadio. Teniendo en cuenta la proximidad de la cosecha, elegir un producto que respete el plazo de seguridad.

Medidas alternativas al control químico

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

Medios biológicos

La abundante fauna auxiliar es capaz de controlar al insecto en aquellas parcelas con un uso racional de insecticidas químicos.

Hay mucha fauna auxiliar que controla a este insecto. Entre los enemigos naturales destacan el depredador de huevos *Scutellista caerulea*, el parásitoide *Aprostocetus ceroplastae* y los depredadores *Eublemma scitula* y *Brumus quadripustulatus*, también mencionar microorganismos entomopatógenos como los hongos *Verticillium lecanii* y *Fusarium* spp.

Medios físicos

Utilización de barreras físicas adhesivas para evitar el ascenso de hormigas por el tronco.

Medios químicos

Tratar los focos localizados eligiendo productos que respeten la fauna auxiliar.

Se podrán utilizar, en el caso se 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/fitos.asp>

Bibliografía

Alonso Muñoz, A.; García Mari, F.; Rodríguez Reina, J.M. (2004). *Las plagas del caqui, bases para su protección integrada en España*. Fruticultura profesional n.º Extra-147 pág. 27-49.

García Mari, F. (2012). *Plagas de los cítricos. Gestión Integrada en países de clima mediterráneo*. Ed. Phytoma-España. Valencia. 556 pp.

García Vidal, S. et al. (2000). *Aspectos fitosanitarios del cultivo del caqui en la Comarca de la Ribera*. Agrícola Vergel. Diciembre pág. 785-794.

Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias. Gestión Integrada de Plagas y Enfermedades decítricos. Disponible en:

<http://gipcitricos.ivia.es/area/plagas-principales/coccidos/caparreta-blanca>

Llorens Climent, J.M. (1990). *Homóptera I. Cochinillas de los cítricos y su control biológico*. Pisa Ediciones pág. 137-144.

García Mari, F. (1993). *Tres caparretas blancas que pueden causar daños en cítricos: Ceroplastes sinensis, C. rusci, C. floridensis*. Levante agrícola. 3er trimestre. Págs 196-201.

García Mari, F. (2012). *Plagas de los cítricos. Gestión integrada en países de clima mediterráneo*. Ed. PHYTOMA. Pág. 316-324.

García Martínez, F.O. (2019). *Bases para una gestión integrada de plagas en el cultivo del caqui en la Comunidad Valenciana*. Tesis Doctoral. Universidad de Alicante.

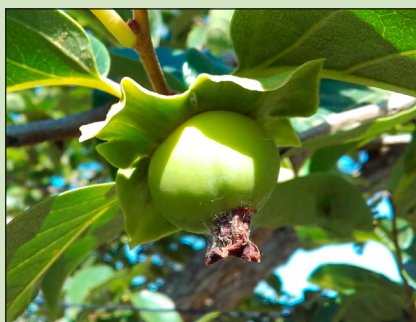
Prieto Martín, J. (2015). *Plagas del caqui y enemigos naturales en la comarca de la Ribera Alta: Abundancia y evolución estacional en el año 2015*. Trabajo Fin de Grado Universidad Politécnica de Valencia. Valencia.



Cryptoblabes gnidiella (Mill.) y *Anatrachyntis badia* (Hodges) (BARRENETAS)



1. Adulto de *C. gnidiella*



2. Capuchón sujeto con sedas



3. Larva de *C. gnidiella*



4. Daños de *C. gnidiella* en caqui



5. Larva de *Anatrachyntis badia*



6. Braconido parásito de *C. gnidiella*

Fotografías: Fernando Romero Colomer y Salvador García Vidal

Descripción

Hay varios lepidópteros que producen daños en el fruto del caqui, el principal de ellos es el pirálido *Cryptoblabes gnidiella* o barreneta, y en menor medida *Anatrachyntis badia*, aunque recientemente la incidencia de ambas especies se ha ido igualando. Los dos son insectos polífagos que atacan, además de los cítricos, a un gran número de frutales (nísperos, viñas, aguacate, melocotón...); hasta el momento se ha considerado como plagas secundarias, pero sus poblaciones se han ido incrementando paulatinamente durante los últimos años, sobre todo en plantaciones de caqui.

El adulto de *C. gnidiella* tiene una envergadura aproximada de 1,5 cm, presenta unas alas anteriores estrechas y alargadas de color grisáceo o marrón y alas posteriores de color claro. Las orugas tienen color variable, desde verde a marrón rojizo; la cabeza y el pronoto son de color pardo con dos líneas longitudinales oscuras muy marcadas. Su longitud alcanza entre 8 y 12 mm. La crisálida está formada por un capullo sedoso de color pardo claro. El huevo es de color claro, ovoide con dibujos poligonales. Los adultos depositan los huevos en grupo, observándose un comportamiento gregario en los primeros estadios, que incluso puede dar lugar a pequeños nidos sedosos.

El adulto de *A. badia* tiene una envergadura alar que oscila entre 9 y 10 mm. En la cabeza presenta zonas de color marrón claro anaranjado y zonas blanquecinas, sobre las que destacan los ojos, que son de color rojo intenso, cuando el insecto está vivo. Las antenas son casi tan largas como el cuerpo. Las alas anteriores son muy estrechas, de color marrón anaranjado con zonas de color blanquecino y puntos negros dispersos. La larva es rosáceo oscuro, en la cabeza presenta una franja de color marrón seguida de otra franja marrón oscuro en la parte basal, y su tamaño varía entre 6 y 9 mm. La pupa es marrón, con una envoltura o capullo ligero y blanquecino, y un tamaño entre 3,5 y 4,5 mm.

El número de generaciones de *Cryptoblabes gnidiella* en nuestras condiciones suele ser de tres, en primavera, verano y otoño. Tiene hábitos crepusculares y nocturnos e hiberna en fase de larva en la corteza de las ramas del árbol y frutos caídos. Los adultos son atraídos por el material dulce, incluyendo la melaza secretada por las cochinillas. La fecundidad por hembra suele ser de 150-200 huevos, que coloca preferentemente en debajo del sépalo del fruto.

Con respecto al nivel poblacional de *A. badia*, en un estudio realizado en la Comunidad Valenciana sobre cítricos, se encontró que las capturas comienzan a aumentar en mayo, con máximos poblacionales entre julio y agosto, desapareciendo progresivamente con la llegada del invierno.

Síntomas y daños

Las orugas de *C. gnidiella* tienen preferencia por refugiarse en la zona del cáliz o en el capuchón floral o zurrón seco procedente de la corola. Es en esta zona donde con mayor probabilidad se pueden encontrar los daños, aunque también pueden darse en las áreas de contacto entre frutos o en frutos con alguna hoja pegada. El daño lo producen las larvas al alimentarse de la epidermis y producir excoriaciones irregulares de cierta profundidad. Estos daños deprecian el fruto comercialmente e inducen un adelanto de la maduración que suele ir asociado a un mayor ataque de la mosca de la fruta y el cotonet. El principal ataque a caquis se produce durante las dos últimas generaciones, verano y otoño, aunque se pueden detectar daños muy tempranos, a final de la primavera.

Las larvas de *A. badia* son principalmente saprófagas, se alimentan de restos vegetales muertos o en descomposición, restos producidos por otros insectos y la fumagina encontrada debajo de los sépalos. Atraída por el cotonet y por otros lepidópteros, al alimentarse pueden causar ligeras lesiones a la piel.

Periodo crítico para el cultivo

Los principales daños aparecen a final de agosto y continúan en septiembre y octubre.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

La colocación a mitad de agosto de trampas delta cebadas con feromona sexual, junto con el control de 20 frutos/árbol de diez árboles de la parcela tomados al azar, pueden servir para el seguimiento y detección de las poblaciones, ayudando a la hora de tomar decisiones para realizar un tratamiento.

Sin embargo, en estudios recientes se indica que la captura de machos adultos de *C. gnidiella* en trampas con feromona sexual no siempre se corresponde con el desarrollo de poblaciones del insecto en el cultivo: en primavera, una elevada captura de adultos en trampas no implica presencia de huevos y larvas en el árbol, lo cual exige una mayor atención para la toma de decisiones sobre algún tipo de acción contra la plaga.

Por otra parte, la carencia de una feromona sexual que permita la captura y detección de *A. badia*, conlleva la imposibilidad de hacer un adecuado seguimiento y prevención de presencia de esta especie en el cultivo.

Medidas de prevención y/o culturales

Existe una atracción de la polilla a frutos con presencia de cotonet, las actuaciones que se realicen para minimizar la presencia de esta otra plaga favorecerán la disminución de los ataques.

Umbral/Momento de intervención

No hay un umbral definido. El seguimiento de las poblaciones nos indicará la presencia del insecto en la parcela y el momento de aplicar un tratamiento en función de la materia activa a emplear.

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

En parcelas que cumplan las condiciones adecuadas de superficie, forma y nivel inicial de plaga, el método de confusión sexual puede ser una herramienta para el control de la *C. gnidiella*.

Medios químicos

Se aplicarán en función del estado de la plaga, determinado por los seguimientos con trampas sexuales.

Se podrán utilizar los productos fitosanitarios autorizados en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente.

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

Bibliografía

Acín, P. (2018). *La confusión sexual como nueva herramienta de control de Cryptoblabes gnidiella*. Phytoma España nº 298 abril 2018. pág.75-77

Alonso Muñoz, A.; García Marí, F.; Rodríguez Reina, J.M. (2004). *Las plagas del caqui, bases para su protección integrada en España*. Fruticultura profesional n.º Extra 147 pág. 27-49.

García Martínez, F.O. (2019). *Bases para una gestión integrada de plagas en el cultivo del caqui en la Comunidad Valenciana*. Tesis Doctoral. Universidad de Alicante.

García Martínez, O.; Beitia, F.; Baixeras, J.; Torres, L.; Urbaneja, A.; Pérez-Hedo, M. (2016). *Barrenetas presentes en el cultivo del caqui en la Comunidad Valenciana*. Agrícola Vergel, 397: 318-322.

García Martínez, O.; Beitia, F.; Hernández De la Fuente, I.; Urbaneja, A.; Pérez-Hedo, M. (2017). *Fitófagos plaga y potenciales plaga del cultivo de caqui en la Comunidad Valenciana*. Agrícola Vergel, 405: 345-348.

García Vidal S. et al. (2000). *Aspectos fitosanitarios del cultivo del caqui en la Comarca de la Ribera*. Agrícola Vergel. Diciembre 2000. pág.785-794.

Navarro Campos, C. et al. (2010) *Presencia del microlepidóptero Anatrachyntis badia en cítricos*. Descripción, comportamiento y daños al fruto. Levante Agrícola 3^{er} trimestre 2010, 270-276.

Silva, E. B. y Mexia, A. (1999). *The pest complex Cryptoblabes gnidiella (Millière) (Lepidoptera: Pyralidae) and Planococcus citri (Risso) (Homoptera: Pseudococcidae) on sweet orange groves (Citrus sinensis (L.) Osbeck) in Portugal: Interspecific association*. Bol. San. Veg. Plagas, 25: 89-98. Disponible en:

https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/Biblioteca/Revistas/pdf_plagas%2FBSVP-25-01-089-098.pdf

Vercher Aznar, R. et al. (2018) *Ensayos de campo para la gestión de cotonets y Cryptoblabes gnidiella Millière (Lepidoptera:Pyralidae) en caqui en la zona de Alginet (Valencia)*. Universidad Politécnica de Valencia. Pág 21-26.



Apate monachus Fabricius (TALADRO DEL CAFETO)



1. Adulto de *A. monachus*



2. Adulto de *A. monachus*, vista superior



3. Orificio de entrada



4. Exudados de savia



5. Galería de alimentación



6. Árbol seco con galerías de cría

Fotografías: Fernando Romero Colomer (1, 4, 5 y 6), Francisco J. Beitia (2 y 3)

Descripción

De forma ocasional en los árboles de caqui aparecen galerías con exudados de savia, producidas por el coleóptero bostríquido *Apate monachus*. Se trata de un insecto xilófago muy polífago y potencialmente dañino, originario del África tropical y subtropical, que es plaga del café y otros árboles tropicales, cítricos, caqui, granado, palmeras y numerosas especies cultivadas y forestales, pero que se ha extendido a cultivos como manzano, peral, ciruelo, chirimoyo, y en este caso al caqui.

El adulto de este coleóptero mide entre 10 y 20 mm. Es de forma cilíndrica con lados paralelos, alargado, con cuatro costillas elitrales no muy fuertes y de color marrón a negro, destacando en los élitros unos puntos más claros bien marcados. La cabeza es perpendicular al eje del cuerpo con antenas de 10 artejos terminadas en maza. Son algo mayores las hembras que los machos. En estado adulto pueden vivir alrededor de 40 días, tienen hábitos nocturnos y son atraídos por la luz.

Realizan la puesta sobre árboles secos o muy debilitados. Las larvas, que pueden alcanzar hasta 2 cm al completar su desarrollo, son apodas y de color blanco, con fuertes mandíbulas de color oscuro y se alimentan únicamente de la madera muerta. Completa una generación cada dos o tres años, teniendo un vuelo anual.

Los ataques a las plantaciones se suelen producir desde final de la primavera a principios de verano, variando según las condiciones climáticas locales.

Síntomas y daños

Está considerada como una plaga de importancia económica secundaria, ya que sus daños, a veces graves, siempre son localizados, limitándose a menudo a varios pies o a una plantación concreta, no teniendo regularidad ni carácter epidémico.

Solo es dañino el adulto, que perfora las partes vivas realizando profundas galerías alimenticias en las ramas del árbol e incluso en el tronco. Estas galerías pueden ser de diversos tipos, aunque se ha descrito como más frecuente la formación de una primera galería muy corta y oblicua, de abajo hacia arriba (tras un orificio de entrada ovalado que miden entre 8 y 12 mm de largo y de 5 a 7 mm de anchura), que conduce a una segunda celda cilíndrica ascendente de unos 10 cm de longitud y 15 mm de diámetro. Cada adulto puede producir hasta ocho galerías nutricias.

En el caqui, estas orificios se llenan en poco tiempo de savia y se pueden observar exudados en el exterior, sin embargo, el árbol es capaz de cicatrizar las galerías cuando el insecto las abandona y no sufrir grandes daños.

Periodo crítico para el cultivo

La época en que se producen los ataques a las plantaciones varía según las zonas; en la zona de Levante se citan ataques de junio a agosto, con un máximo de incidencia durante el mes de julio.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

Se cría sobre madera muerta y son los adultos los que al alimentarse de material vegetal vivo producen las galerías. El origen de la plaga suele ser plantaciones abandonadas, madera de poda gruesa en barrancos y márgenes, y zonas con restos forestales. Los ataques más frecuentes serán en zonas próximas a estas situaciones.

Realizar el control visual de daños: las exudaciones de savia de las galerías en ramas o tronco, normalmente en un rodal de unos pocos árboles, nos indicara la proximidad de la zona de origen de la plaga.

Medidas de prevención y/o culturales

Quemar y destruir la madera de márgenes, barrancos y plantaciones abandonadas, donde se cría el insecto (ramas rotas, restos de poda).

Umbral/Momento de intervención

Detectado el ataque se debe proceder a la destrucción inmediata de la madera donde se reproduce el insecto.

Medidas alternativas al control químico

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

Medios biotecnológicos

Se ha citado el uso de hongos y nemátodos entomopatógenos como medida para el control de esta plaga.

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

Medios químicos

No se recomienda la utilización de medios químicos para su control siendo suficiente la realización de medidas preventivas y culturales.

Se podrán utilizar, en el caso se 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/fitos.asp>

Bibliografía

Alonso Muñoz, A.; García Mari, F.; Rodríguez Reina, J.M. (2004). *Las plagas del caqui, bases para su protección integrada en España*. Fruticultura profesional n.º Extra 147 pág. 27-49.

Beitia, F.; Verdú, M.J.; Falcó, J.V. (2004). *El taladro del cafeto en la Comunidad Valenciana*. Terralia n° 45 pág. 86-92.

García Marí, F. (2012). *Plagas de los cítricos. Gestión Integrada en países de clima mediterráneo*. Ed. Phytoma-España. Valencia. 556 pp.

García-Martínez, O.; Beitia, F.; Hernández De la Fuente, I.; Urbaneja, A.; Pérez-Hedo, M. (2017). *Fitófagos plaga y potenciales plaga del cultivo de caqui en la Comunidad Valenciana*. Agrícola Vergel, 405: 345-348.

García Vidal, S. et al. (2000). *Aspectos fitosanitarios del cultivo del caqui en la Comarca de la Ribera*. Agrícola Vergel. Págs. 785-794.

López-Colón, J.I.; y Melic, A. (1999). *Nueva cita de *Apate monachus* F., para la Península Ibérica*. Bol. S.E.A. n° 25 pág. 29.

Luján Carrasco, M. (2017). Trabajo fin de Máster de Montes. *Identificación y propuesta de gestión de insectos perforadores presentes en la pinada de la Devesa del Saler (Valencia)*. Universidad Politécnica de Valencia. Valencia.

Tena, A. et al. (2015). *El cultivo del caqui. Fitófagos plaga asociados al cultivo del caqui*. IVIA Generalitat Valenciana. 209-239.



Scirtothrips inermis (Priesner) (TRIPS)



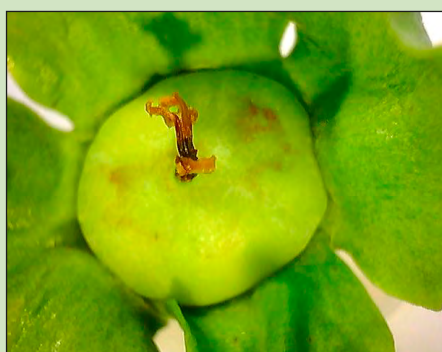
1. Adulto de *S. inermis*



2. Larva de trips



3. Daño en fruto cuajado



4. Marcas en frutito



5. Bandas en frutos

Fotografías: Fernando Romero Colomer y Salvador García Vidal

Descripción

En los últimos años, en algunas parcelas de caqui se ha observado, de forma localizada, la aparición, en la mitad superior del fruto, de bandas necróticas en forma de sierra, que se han atribuido a daños causados por *Scirtothrips inermis*.

Los trips son insectos de tamaño pequeño de 1 a 3 mm y de forma alargada, pertenecientes al orden Thysanoptera, que se caracterizan por poseer un aparato bucal picador-chupador provisto de un estilete preparado para extraer el contenido de las células de las que se alimentan.

Los adultos de *Scirtothrips inermis* miden entre 0,8 y 1 mm de longitud, tienen el cuerpo de color amarillento sobre el que resalta el color oscuro de las sedas mayores, de las líneas transversales situadas en la parte anterior de algunos segmentos abdominales, de algunos artejos de las antenas y de los ojos, siendo los ocelos de color rojo.

La cabeza es más ancha que larga, con la superficie dorsal estriada en sentido transversal. Las antenas están compuestas por 8 artejos, los dos últimos formando un estilo: el primero es claro, del segundo al sexto tienen zonas claras y oscuras y los dos últimos son totalmente oscuros.

Las alas son estrechas, terminadas en punta, transparentes y con las venaciones poco marcadas. El abdomen es rechoncho, ligeramente arqueado y terminado en punta. Por otra parte, el macho es más pequeño que las hembras y más delgado.

El huevo es reniforme, aunque ensanchado en la parte central; es hialino al principio y blanquecino con dos puntos rojos correspondientes a los ojos de la larva en el momento de la eclosión.

Las larvas son blanquecinas inicialmente, adquiriendo coloración amarilla y anaranjada a medida que se desarrollan. Tienen la cabeza prominente, los ojos rojos y el abdomen abultado, rechoncho, con los dos últimos segmentos más reducidos al final del desarrollo. Las antenas adquieren tonalidades grisáceas. Las larvas pueden llegar a medir alrededor de 0,9 mm.

Se dispone de pocos datos sobre la biología del *S. inermis*. La hembra, como es norma en los Terebrantia, inserta los huevos en el tejido vegetal de las hojas tiernas, en los pedúnculos de las flores o en frutos pequeños, quedando una cicatriz en el lugar donde han sido puestos.

La duración del periodo de incubación, con temperaturas entre 22-29 °C, es de 7 a 9 días. Recién emergidas, las larvas se sitúan en el limbo de las hojas tiernas o sobre los pequeños frutos, formando colonias con los adultos y completando el desarrollo en esas mismas ubicaciones. En las hojas se suelen localizar junto a la nervadura principal y en los frutos jóvenes en las proximidades del cáliz o en el extremo estilar, protegidos por el collarín o los restos de la corola, teniendo preferencia por las partes iluminadas y soleadas. En condiciones de laboratorio el desarrollo larvario dura entre 6 y 8 días.

Por similitud con otras especies, cabría pensar que la larva, al completar el desarrollo, se dejará caer al suelo para realizar la ninfosis bajo los restos vegetales o en los primeros centímetros del suelo, o se refugiará en las resquebrajaduras de la corteza.

Se suelen encontrar solo hembras, lo que podría indicar que la especie se reproduce por partenogénesis telítoca. En las parcelas de caqui donde se ha encontrado a *S. inermis*, las poblaciones más elevadas coinciden en el mes de junio.

Síntomas y daños

En el cultivo del caqui se han descrito diferentes especies de trips que tienen posibilidad de causar lesiones en el fruto, como son *Trips tabaci* o *Frankliniella occidentalis*; no obstante se le adjudica a la especie *S. inermis* la autoría de los daños consistentes en la aparición en los frutos de líneas poligonales en forma de sierra, coincidentes con la forma de los sépalos.

El origen de estos daños parecen provenir de las picaduras de alimentación que realiza el insecto bajo los sépalos, donde se refugia. Al crecer el fruto, estas pequeñas lesiones se hacen más patentes formando las bandas poligonales.

Esta sintomatología se asocia a parcelas colindantes a otras en estado de abandono o con márgenes con vegetación arbustiva mediterránea. La cuantía de los daños van en sentido decreciente conforme nos alejamos de estas zonas.

Periodo crítico para el cultivo

Los daños en el fruto comienzan durante la floración del caqui y continúan en el fruto recién cuajado y durante las primeras fases de su desarrollo, en el periodo comprendido entre final de abril a junio.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

Aunque no se ha desarrollado un método de muestreo específico para caqui, en cítricos se aconseja para otros trips, el muestreo semanal desde la caída total de los pétalos, hasta que los frutos hayan alcanzado un diámetro de 3,5-4 cm (6-8 semanas), observando dos frutos por árbol en 25 árboles por cada lado de la parcela (100 árboles).

En el caso del caqui el muestreo será dirigido, en la misma época, a los árboles próximos a las zonas origen de *S. inermis*, plantaciones colindantes abandonadas y márgenes con abundante vegetación. Se pueden tomar un número menor de árboles y un número mayor de frutos por árbol.

Medidas de prevención y/o culturales

Los trips pasan el invierno en la vegetación espontánea, invadiendo los cultivos cuando comienza la floración, por lo tanto, como medida preventiva en el caso de los trips polífagos se recomienda mantener los márgenes de las parcelas libres de malas hierbas, desde 2-3 semanas antes de la floración.

Umbral/Momento de intervención

En caqui no se ha definido un umbral; en cítricos se recomienda realizar el tratamiento cuando se supere el 5 % de frutos con presencia de ninfas,

Medidas alternativas al control químico

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

Medios biológicos

Los trips tienen numerosos enemigos naturales generalistas que pueden utilizarse para su control biológico, como son los ácaros fitoseidos *Neoseiulus* spp., y *Amblyseius* spp., los hemípteros *Orius* spp. y *Anthocoris* spp., los hongos entomopatógenos, etc.

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

Medios físicos

El uso de trampas cromáticas adhesivas de color azul es otra práctica aconsejable que ha demostrado ser muy eficaz en el control de trips. Estas trampas son fáciles de colocar en los árboles y mientras que no se llenen de suciedad son eficaces durante un tiempo prolongado.

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/fitos.asp>

Bibliografía

Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias. Gestión Integrada de Plagas y Enfermedades de cítricos. Disponible en:

<http://gipcaqui.ivia.es/area/plagas-principales/trips>

Lacasa, A.; Llorens, J.M.; Sánchez J.A. (1996). *Alteraciones en la corteza de las naranjas asociadas a la presencia de Scirtothrips inermis (Thysanoptera thripidae)*. Ed. Levante Agrícola 1^{er} Trimestre 1999. Pág 27-33

Lacasa, A.; Llorens, J.M.; Sánchez, J.A. (1996) *Un Scirtothrips (Thysanoptera thripidae) causa daños en los cítricos en España*. Bol. San. Veg. Plagas, 22: 79-95, 1996

Malagón J.; Monzó J.C. (2014). *Los trips y las cochinillas algodonosas, plagas emergentes en el cultivo del caqui*. Phytoma España. nº 259 mayo 2014. pág. 44-51.

Navarro-Campos, C.; Aguilar, A.; García-Marí, F. (2012). *Trips en el cultivo de cítricos: clave para distinguir la nueva plaga, Pezothrips kellyanus, de otras especies de trips*. Ed. Levante Agrícola 2^o Trimestre 2012 pág 119-127.



Heliothrips haemorrhoidalis (Bouché) (TRIPS DE LOS INVERNADEROS)



1. Adulto de *H. haemorrhoidalis*



2. Larvas en hoja



3. Daños en fruto bajo los sepalos



4. Daños fruto

Fotografías: Fernando Romero Colomer y Salvador García Vidal

Descripción

La especie *Heliothrips haemorrhoidalis* es una especie muy polífaga que aparece principalmente en plantas de hoja ancha perenne, incluyendo el aguacate, los cítricos, muchas plantas ornamentales y ocasionalmente en caqui.

Las hembras tienen una longitud de 1,2 a 1,4 mm, son estrechas y aplanadas, de color pardo oscuro con los últimos segmentos abdominales rojizos y las patas y antenas de color amarillo claro. Las alas son plumosas, formadas por un raquis quitinoso, con largos pelos a uno y otro lado. La reproducción es partenogenética telitoca, por lo que se desconoce la presencia de machos.

Las larvas de *H. haemorrhoidalis* son de color blanquecino a amarillo pálido, tienen los ojos rojos y las antenas y extremidades del abdomen de color gris; presentan la particularidad de expulsar una gota de materia fecal cuando se las molesta, elevando la parte posterior del abdomen.

La hembra introduce los huevos dentro del tejido de las nervaduras en la parte inferior de la hoja. Las larvas nacen después de un período de incubación de duración variable según las condiciones ambientales, normalmente alrededor de 5-7 días tras la puesta. Alcanzan el desarrollo completo en un par de semanas, después de dos etapas larvarias, una de preninja y otra etapa ninfal. Debido al escalonamiento en la ovoposición, las generaciones se superponen, encontrándose en la vegetación las diferentes etapas de desarrollo.

El insecto se multiplica a través de generaciones partenogenéticas estando presente desde el mes de abril hasta principios de noviembre cuando, con la llegada del primer frío, se refugia en lugares aptos para pasar el invierno. En zonas cálidas se puede localizar en las plantas incluso durante el invierno. Pueden llegar a completar hasta 6 o 7 generaciones anuales.

Las infestaciones se ven favorecidas por niveles térmicos cercanos a los 25-28 °C y una humedad relativa alta, siendo las altas temperaturas del verano un obstáculo para el desarrollo de poblaciones de trips. Su distribución es localizada y se disemina principalmente por el viento. La presencia de hospedantes alternativos, arbóreos o arbustivos, constituyen reservorios desde donde pueden ser arrastrados por el viento.

Síntomas y daños

En el caqui viven sobre las hojas y los frutos. En el envés de las hojas causan amarilleamiento del limbo y las gotas de excrementos, de color negruzco, manchan la vegetación.

En fruto, las picaduras de alimentación provocan decoloraciones y manchas de color negruzco que lo deprecian comercialmente. Los daños se presentan principalmente en la zona próxima a los sépalos y en la zona de contacto entre frutos o de contacto de estos con las hojas.

Periodo crítico para el cultivo

Los mayores daños se producen en verano y principios de otoño.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

No se ha desarrollado un método de muestreo específico para el caqui. Se aconseja, por analogía con el seguimientos en cítricos para otros trips, el muestreo semanal desde inicios del mes de julio hasta octubre, observando 100 frutos que se encuentren en contacto entre sí o con las hojas y repartidos por toda la parcela.

Medidas de prevención y/o culturales

Los principales ataques se han detectado en parcelas colindantes a parcelas de cítricos en estado de abandono o semiabandono, en parcelas abandonadas cuya vegetación se agosta en verano y cuando hay márgenes con abundante vegetación espontánea arbustiva.

Como medida de prevención se aconseja la eliminación de los posibles focos de desarrollo del insecto antes que puedan pasar al cultivo.

Umbral/Momento de intervención

No se ha definido un umbral de intervención; en Australia *H. haemorrhoidalis* también produce daños en caqui y se ha establecido el umbral de tratamiento cuando se alcanza el 2 % de frutos ocupados.

Medidas alternativas al control químico

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

Medios biológicos

Los trips tienen numerosos enemigos naturales generalistas que pueden utilizarse para su control biológico, como son los ácaros fitoseidos *Neoseiulus* spp., y *Amblyseius* spp., los hemípteros *Orius* spp. y *Anthocoris* spp., los hongos entomopatógenos, etc.

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

Medios físicos

El uso de trampas cromáticas adhesivas de color azul es otra práctica aconsejable que ha demostrado ser muy eficaz en el control de trips. Estas trampas son fáciles de colocar en los árboles, y mientras que no se llenen de suciedad, son eficaces durante un tiempo prolongado.

Medios químicos

Se podrán utilizar, en el caso se 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/fitos.asp>

Bibliografía

- Domínguez García, F. (1998). *Plagas y enfermedades de las plantas cultivadas*. ED Mundi-Prensa.
- García Martínez, F.O. (2019). *Bases para una gestión integrada de plagas en el cultivo del caqui en la Comunidad Valenciana*. Tesis Doctoral. Universidad de Alicante.
- Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias. Gestión Integrada de Plagas y Enfermedades de cítricos. Disponible en:
<http://gipcaqui.ivia.es/area/plagas-principales/trips>
- Malagón J.; Monzó J.C. (2014). *Los trips y las cochinillas algodonosas, plagas emergentes en el cultivo del caqui*. Phytoma España. nº 259 mayo 2014. pág. 44-51.
- Pollini, A.; Ponti, A.; Laffi F. (1993). *Insetti dannosi alle piante da frutto*. ED. L'Informatore Agrario. Pag 163-164.



Plurivorosphaerella nawae (Hiura & Ikata) O. Hassan & T. Chang = *Mycosphaerella nawae* (Hiura & Ikata) (MANCHA FOLIAR DEL CAQUI)



1. Mancha foliar del caqui



2. Hojas afectadas por *P. nawae*



3. Defoliación, caída de fruta



4. Eliminación de inóculo, quema de hojarasca



5. Riego a manta

Fotografías: José V. Bolinches Perales

Descripción

El aumento exponencial en la superficie de cultivo y la escasa diversidad varietal, han propiciado la aparición de nuevas enfermedades en este frutal en nuestro país. Respecto a las enfermedades de campo, destaca especialmente la mancha foliar, causada por el hongo *Plurivorosphaerella nawae*. Esta especie fúngica se reproduce mediante esporas sexuales (ascosporas) que se forman dentro de cuerpos fructíferos (pseudotecios) que se desarrollan en la hojarasca que queda en el suelo de la parcela tras la defoliación de los árboles. Las ascosporas son bicelulares, hialinas y con unas dimensiones de 10-13×3-4 µm. El proceso de maduración de las ascosporas es relativamente lento y está influido por los regímenes de temperatura y humedad propios de cada año y cada región.

En estudios de laboratorio se ha demostrado que son necesarias temperaturas superiores a 10 °C y al menos 1 mm de agua para la liberación de las ascosporas. Una vez liberadas, se diseminan a través las corrientes de aire y, bajo condiciones adecuadas, infectan las hojas del caqui bajo.

En nuestras zonas de cultivo, las infecciones se producen principalmente durante los meses de abril, mayo y junio, con temperaturas alrededor de 15-25 °C. La severidad de la enfermedad es mayor en los años con primaveras lluviosas, aunque los rocíos prolongados también pueden favorecerlas. Si bien las infecciones se producen en primavera, los síntomas de la mancha foliar no son visibles hasta finales de agosto o principios de septiembre, lo que supone un periodo de incubación superior a los cuatro meses.

Síntomas y daños

En nuestras condiciones, los primeros síntomas de la mancha foliar suelen aparecer a finales de verano, siendo más rápida su expresión en las parcelas sometidas a una mayor presión de la enfermedad. Las lesiones comienzan como áreas necróticas de color marrón claro, que van oscureciéndose en su zona perimetral. Las hojas afectadas adquieren un aspecto clorótico amarillento. En algunas variedades como 'Tonewase' y 'Sharon', evolucionan a una coloración rojiza.

La severidad de los daños foliares aumenta progresivamente, en algunos casos de forma explosiva en unos pocos días. Las hojas sufren una abscisión prematura y los árboles se defolian anticipadamente. En parcelas fuertemente afectadas es habitual ver árboles que han perdido todas sus hojas incluso a principios de octubre.

Aunque el patógeno no infecta directamente a los frutos, sufren una maduración y abscisión anticipada inducida por las lesiones de las hojas y la defoliación. La caída de frutos es mucho más intensa en las parcelas donde los síntomas foliares aparecen con mayor intensidad y de forma temprana.

Los daños económicos vienen determinados principalmente por la caída anticipada de los frutos. Durante los primeros años de la enfermedad era frecuente observar parcelas de caqui donde prácticamente todos los frutos habían caído al suelo a mediados de octubre.

Periodo crítico para el cultivo

En nuestras condiciones de clima mediterráneo, la liberación de las ascosporas se produce desde finales de marzo hasta mediados de julio, aunque la mayor parte se concentra en los meses de abril y mayo.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

En la Comunidad Valenciana ya está disponible, el sistema automático para el seguimiento de la disponibilidad de inóculo de *Plurivorosphaerella nawae* en todas las estaciones meteorológicas de la red SIAR:

<http://gipcaqui.ivia.es/avisos-mycosphaerella>

Medidas de prevención y/o culturales

Durante los primeros años de desarrollo de la enfermedad es muy importante reducir el inóculo en las parcelas mediante la eliminación de la hojarasca del suelo. Esta práctica agronómica debe realizarse justo en el momento en el que los árboles han completado la caída de la hoja. De esta forma se evita en lo posible el arrastre de hojas por el viento y su depósito en zonas poco accesibles como acequias, ribazos o parcelas colindantes.

Para la eliminación de la hojarasca pueden emplearse diferentes técnicas, como la incorporación al suelo mediante laboreo, la incineración controlada o el compostaje. La aplicación de urea u otros compuestos para acelerar la descomposición de la hojarasca ha mostrado una cierta eficacia en la reducción del inóculo de patógenos similares en otros frutales. En el caso de la mancha foliar del caqui no existen datos sobre su eficacia, pero en ningún caso sería sustitutiva de la técnica de eliminación de la hojarasca descrita anteriormente. Es importante resaltar que las medidas de reducción de inóculo han de adoptarse de forma conjunta a nivel regional, ya que las ascosporas pueden diseminarse fácilmente de unas parcelas a otras.

Se ha demostrado que con el riego por inundación (a manta) se liberan muchas más ascosporas de la hojarasca que con el riego localizado (goteo), aunque se desconoce el impacto que esto puede tener sobre el desarrollo de la enfermedad.

Umbral/Momento de intervención

Es necesaria la aplicación de fungicidas en el período de liberación de las ascosporas, que se produce durante los meses de abril, mayo y junio, cuando se dan las condiciones de temperatura y humedad adecuadas: temperaturas alrededor de 15-25 °C y humedades relativas altas debido a lluvias o rocíos.

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

Existen productos formulados a base de microorganismos autorizados para este uso en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, aplicables desde botón floral hasta el crecimiento del fruto (BBCH 55-75).

Medios químicos

Aplicación de fungicidas autorizados teniendo en cuenta la necesaria alternancia de materias activas de diferentes familias o grupos de acción para evitar resistencias.

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/fitos.asp>

Bibliografía

Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias. Gestión Integrada de Plagas y Enfermedades de cítricos. Disponible en:

<http://gipcaqui.ivia.es/area/enfermedades/enfermedades-foliares>

Sanitat Vegetal. Conselleria d'Agricultura Desenvolupament Rural, Emergència Climàtica i Transició Ecològica. Butlletí d'Avisos, abril ,núm 6 / 2020.



***Armillaria mellea* (Vahl. ex Fr.) Karst. (PODREDUMBRE O MAL BLANCO DE LAS RAÍCES)**



1. *Armillaria* en *Diospyros kaki*, pie franco



2. Micelio en abanico



3. Pudrición de raíz por armillaria

Fotografías: Antonio Vicent Civera (1), Fernando Romero Colomer y Salvador García Vidal (2 y 3)

Descripción

La pudrición blanca de la raíz es una enfermedad causada por hongos parásitos basidiomicetes del género *Armillaria*, capaces de atacar a un gran variedad de árboles y plantas leñosas, aunque también puede afectar a otras muchas especies. Bajo el nombre de *Armillaria mellea* se agrupan varias subespecies parásitas agresivas.

El hongo se puede localizar en las raíces principales, justo debajo de la corteza, y en la base del tronco, como un micelio lanoso de color blanco sucio, formando placas de hifas entrelazadas en abanico o como placas miceliarias continuas que pudren la madera. Presentan rizomorfos bien desarrollados, en forma de cordón de color castaño oscuro, que se encuentran debajo de la corteza junto con el micelio blanco.

En otoño el hongo puede desarrollar carpóforos, o setas, de color amarillo-miel, llamadas también hongo de miel, que aparecen en grupos en la base de los árboles o arbustos afectados. Los carpóforos desarrollan basidiosporas que al germinar desarrollan un micelio que se mantiene como saprófito en el suelo. Las basidiosporas parecen estar involucradas en la dispersión, pero rara vez tienen un papel activo en la infección de nuevos huéspedes.

El hongo se mantiene como micelio en la madera muerta enterrada en el suelo, cuando se agota la base de nutrientes se forman unas estructuras llamadas rizomorfos que avanzan libremente y entran en contacto con las raíces, a las que se adhieren iniciando la infección. Alternativamente, las mismas raíces al crecer y profundizar, pueden ser las que se ponen en contacto con el hongo favoreciendo la contaminación. En contacto con la raíz el rizomorfo se extiende a nivel de cambium formando rizomorfos planos y placas miceliarias en forma de abanico, destruyendo los tejidos vivos. Cuando el árbol muere el micelio queda en las raíces muertas hasta iniciar otro proceso infectivo.

Los suelos con estructuras limosas o limo arcillosas y aquellos que tengan un deficiente drenaje o con "suelas de cultivo" que favorecen los encharcamientos y el exceso de humedad, pueden producir asfixia radicular facilitando la infección por hongos de suelo, siendo los suelos alcalinos estimulantes del crecimiento de los rizomorfos de la armillaria.

Síntomas y daños

Los síntomas externos son los debidos a la reducción de la absorción radicular: retraso en la entrada en vegetación, falta de crecimiento en ramas y brotes, poco desarrollo foliar, amarilleamiento y caída precoz de las hojas a finales de verano y otoño. Cuando el hongo está muy desarrollado se

produce la muerte del árbol. En caso de fuertes periodos de estrés hídrico se puede producir la marchitez y muerte del árbol en un corto espacio de tiempo conservando las hojas secas.

Los síntomas sobre las raíces se reconocen por un pardeamiento y posterior ennegrecimiento de la corteza, la cual se retira con facilidad permitiendo observar el micelio blanquecino que desprende el olor característico a hongo.

Es frecuente encontrar árboles afectados próximos formando un rodal o a lo largo de las líneas de cultivo.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

Aquellos árboles con una sintomatología sospechosa se marcarán y en el periodo de reposo, mediante observación visual o análisis de muestras, se determinará la presencia del hongo.

En el caso de que se confirme la presencia del hongo se evaluará la necesidad de eliminar las plantas afectadas y la realización de un cordón sanitario para evitar la extensión de la enfermedad.

Medidas de prevención y/o culturales

En general debemos evitar aquellas condiciones favorables para el desarrollo del hongo como son el encharcamiento de los suelos, principalmente si tienen estructuras pesadas, favoreciendo el drenaje y eliminando "las suelas de cultivo", minimizando la posibilidad de asfixia radicular.

Ante la aparición de la enfermedad hay que tomar medidas que eviten su propagación:

- Excavar zanjas que impidan el contacto de árboles sanos con enfermos.
- Evitar el laboreo que pueda arrastrar tierra contaminada con rizomorfos a zonas sanas.
- Descalzar de tierra el cuello y raíces principales de los árboles afectados, aireando la zona, y limitando por tanto la propagación de la enfermedad.
- Limitar al máximo las aportaciones de agua de riego y mejorar el drenaje.
- Quemar los tocones y raíces de árboles muertos, procurando limpiar el terreno de raíces contaminadas y aireando la tierra del agujero durante varios meses.
- Evitar replantar inmediatamente, sembrando cultivos herbáceos durante 4-6 años antes de volver a plantar y reduciendo el aporte de materia orgánica con estiércol bien descompuesto.

Aunque en otras especies frutales hay patrones con una cierta tolerancia al hongo, en caqui aún no se han descrito.

Umbral/Momento de intervención

Se deben implementar las medidas culturales en cuanto se diagnostique la presencia de la enfermedad y se detecten síntomas en árboles contiguos a los ya afectados.

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 demostrado que hay hongos que limitan de forma natural el desarrollo de la armillaria. *Trichoderma viridae* es un hongo antagonista de *Armillaria mellea* que actúa reduciendo el

inicio y desarrollo de los rizomorfos. Su eficacia está ligada al pH del suelo y a la presencia de materia orgánica que le favorezcan frente al hongo patógeno. También se ha descrito la especie *Trichoderma harzianum* como antagonista de las enfermedades causadas por hongos fitopatógenos del suelo.

Medios físicos

La solarización de los terrenos infectados daña a la armillaria presente en el suelo y estimula el crecimiento de la *Trichodema*. Esta técnica no afecta a raíces profundas por lo que es necesario eliminar el máximo de raíces de un cierto grosor para reducir el riesgo de reinfecciones.

Medios químicos

No hay fungidas que tengan una acción apreciable para el control de la enfermedad ya que el micelio está oculto bajo la corteza y encerrados en una envoltura protectora, los rizomorfos tienen una corteza protectora en el exterior, y la infección inicial se produce en el suelo, donde la eficacia del fungicida se reduce fácilmente por la actividad microbiana.

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

Bibliografía

Cambra, M.A.; Palazón, C. (2000). *Enfermedades de los Frutales de Pepita y Hueso*. Monografía de la Sociedad Española de Fitopatología nº3. Ed Mundi-Prensa. Pág. 81-83.

Downer, A.J.; Lacan, I. (2020). UC IPM Pest Notes: Armillaria Root Rot. UC ANR Publication 74171. Oakland, CA.

Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias. Gestión Integrada de Plagas y Enfermedades de cítricos. Disponible en:

<http://gipcaqui.ivia.es/area/enfermedades/enfermedades-suelo>

Jones, A.L. (2000). *Plagas y enfermedades de los frutales de hueso*. The American Phytopathological Society. Ed Mundi-Prensa. Pág. 37-38.

Ponti, I.; Laffi F. (1993). *Malattie criptogamiche delle piante da frutto*. ED. L'Informatore Agrario. Pág. 57-60.



***Rosellinia necatrix* Prill. [anamorfo: *Dematocera necatrix* Hart.] (PODREDUMBRE BLANCA DE LA RAÍZ)**



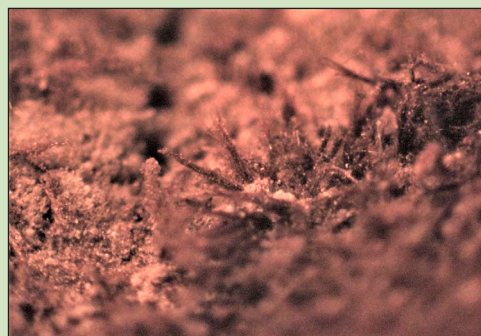
1. Micelio externo de *R. Necatrix*



2. Hongo en cuello de plantón



3. Micelio en abanico



4. Conidioforos

Fotografías: Fernando Romero Colomer y Salvador García Vidal

Descripción

La podredumbre blanca de la raíz es una enfermedad muy destructiva causada por el hongo *Rosellinia necatrix*, que provoca la marchitez y muerte de numerosas especies cultivadas, en especial de árboles frutales.

El micelio de *R. necatrix* es inicialmente blanco y algodonoso, se localiza generalmente sobre la superficie de las raíces y toma, con el paso del tiempo, un color marrón oscuro. Las hifas son cilíndricas y cuando envejecen aparecen unas hinchazones piriformes características, que no se presentan en el micelio joven, y son muy útiles para diferenciar este hongo de otras especies patogénicas.

El ciclo de vida asexual de la *R. necatrix* sucede a través de dos tipos de esporas: clamidosporas y principalmente conidiósporas.

En la facies conídica o imperfecta, los conidióforos forman haces de hifas paralelas, estrechamente unidas en el centro, formando unas estructuras rígidas y oscuras de 1,5 mm con forma de pincelitos denominada coremios. En su extremo aparecen las conidias que contienen las conidiósporas. Normalmente se encuentran a nivel del suelo, sobre el cuello y las raíces de las plantas afectadas.

R. necatrix es un hongo de crecimiento rápido cuyo óptimo se da (en condiciones artificiales) en oscuridad con temperaturas entre 20 y 24 °C. Es muy sensible al calor, requiriendo para su crecimiento temperaturas suaves y humedad en el suelo y, dado que se trata de un hongo aerobio, necesita suelos oxigenados. Los suelos arcillosos, encharcadizos, con altas humedades y con niveles altos de materia orgánica favorecen la aparición de infecciones del hongo.

El hongo permanece en el suelo durante muchos años en raíces infectadas como micelio y en forma de microesclerocios en suelos contaminados o en restos de cultivos anteriores.

Síntomas y daños

La sintomatología es muy similar a la podredumbre causada por *Armillaria*: marchitez de la planta infectada, defoliación temprana y finalmente la muerte de la planta.

Los síntomas de marchitez que presenta el árbol serían similares a los síntomas provocados por la falta de agua: decaimiento del follaje y en caso de fuertes temperaturas el árbol puede llegar a colapsar por estrés hídrico, muriendo y conservando las hojas.

Cuando el decaimiento es lento las plantas presentan brotaciones débiles y escasas, con un amarilleamiento estival de las hojas, de un tamaño menor a lo normal y con caída temprana de las mismas. En general los síntomas graves no se producen hasta la aparición de los primeros frutos.

A nivel radicular se produce la pudrición de las raíces pequeñas invadidas por el micelio blanquecino hasta que colonizan las de mayor tamaño que pardean y ennegrecen.

Bajo la corteza de las raíces y de la base del tronco se puede observar el micelio en forma de abanico. El tejido radicular se disgrega y se cubre de hebras de una masa fibrosa de micelio blanco que puede adquirir posteriormente diferentes tonalidades: verde, gris o negro.

En condiciones adecuadas de temperatura y humedad aparece el micelio blanco a nivel de suelo en el cuello de la planta donde se producen los microesclerocios y coremios.

Periodo crítico para el cultivo

Todo el ciclo vegetativo.

Seguimiento y estimación de riesgo para el cultivo

Con la aparición de síntomas compatibles con la enfermedad, se realizarán catas y mediante observación visual o análisis, se determinará si el origen es por *Rosellinia*.

Si el árbol está infectado por el hongo se tomarán medidas para evitar su extensión por la plantación y se adoptarán medidas curativas.

Medidas de prevención y/o culturales

Las principales medidas irán caminadas a prevenir la infección y eliminar las posibles fuentes de inóculo:

- Evitar realizar plantaciones en suelos infectados y en suelos cuyos cultivos precedentes son susceptibles al hongo.
- En suelo pesados se deben limitar al máximo las aportaciones de agua de riego y mejorar el drenaje.
- Preferentemente se aportarán abonos minerales, evitando abonar con materias orgánicas poco descompuestas, con partes leñosas o restos vegetales sin deshacer.
- Se pueden realizar erradicaciones del patógeno mediante desinfecciones de suelo, aplicando desinfectantes autorizados o mediante la técnica de la solarización. El micelio del patógeno se localiza fundamentalmente en las capas superficiales del terreno y en la corteza de fragmentos leñosos. Dada la sensibilidad del hongo al calor, la técnica de la solarización puede reducir la actividad del patógeno hasta 60 cm de profundidad.
- En plantaciones con árboles afectados por el hongo, para evitar la contaminación de los árboles sanos, se pueden realizar zanjas de 1 metro de ancho y hasta 80 cm de profundidad, impidiendo que contacten las raíces de unos con otros. Asimismo cuidar que el arrastre de tierra, debido al laboreo del terreno, pueda contaminar zonas limpias de patógeno.

- En plantaciones muy afectadas se deben arrancar y quemar los árboles enfermos y eliminar todas las raíces infectadas.
- Antes de replantar en suelos que han alojado árboles enfermos, eliminar los restos del cultivo anterior, labrar el suelo en profundidad, airear bien el terreno, facilitar el drenaje y desinfectar.

Aunque en otras especies frutales hay patrones con una cierta tolerancia al hongo, en caqui aún no se han descrito.

Umbral/Momento de intervención

Detectada la infección por el hongo realizar las prácticas de erradicación y/o curativas.

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

Actualmente se han desarrollado estudios con bacterias (*Agrobacterium*, *Pseudomonas*, *Streptomyces* y *Bacillus*) y hongos (*Trichoderma*, *Gliocladium*, *Ampelomyces*, *Candida* y *Coniothyrium*) como agentes de biocontrol.

Hay estudios sobre combinaciones de ciertas bacterias (*Bacillus subtilis*, *Pseudomonas pseudoalcaligenes* y *P. chlororaphis*) con *Trichoderma* spp. (*T. atroviride* y *T. virens*) que inducen un retraso significativo de la podredumbre blanca sobre plantas de aguacate.

Medios físicos

Al inicio de la enfermedad, se puede retrasar el desarrollo limitando los riegos, aireando las raíces mediante zanjas alrededor del tronco y aplicando fungicidas.

También se puede controlar la enfermedad, en los primeros estados de la infección, mediante la solarización en verano, realizándola desde la zona de goteo hasta el tronco.

Medios químicos

Se podrán utilizar los productos fitosanitarios autorizados en el Registro de Productos Fitosanitarios del Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente.

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

Bibliografía

Arjona Girona, M.I. (2015). Tesis doctoral. *Proceso de infección de Rosellinia necatrix en aguacate y determinación del antagonismo (antibiosis y micoparasitismo) de trichoderma spp. en el control de la podredumbre blanca radicular*. Ed. Servicio de Publicaciones de la Universidad de Córdoba.

Cambra, M.A.; Palazón C. (2000). *Enfermedades de los Frutales de Pepita y Hueso*. Monografía de la Sociedad Española de Fitopatología nº3. Ed Mundi-Prensa. Pág. 79-81.

García de Otazo López, J.; Sió Torres, J.; Torá Marquilles, R.; Torá Solsona, M.(1992). *Peral. Control integrado de plagas y enfermedades*. Ed. Agro Latino. Pág. 229-233.

Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias. Gestión Integrada de Plagas y Enfermedades de cítricos. Disponible en:

<http://gipcaqui.ivia.es/area/enfermedades/enfermedades-suelo>

Jones, A.L. (2000). *Plagas y enfermedades de los frutales de hueso*. The American Phytopathological Society. Ed Mundi-Prensa. Pág. 42-43.

Ponti, I.; Laffi, F. (1993). *Malattie criptogamiche delle piante da frutto*. ED. L'Informatore Agrario. Pág. 61-62.







FICHAS PARA LA IDENTIFICACIÓN DE MALAS HIERBAS

En esta ficha se presentan una serie de fotografías para la identificación de las principales malas hierbas del cultivo del caqui.

Para ampliar la información sobre la identificación y el control de cada una de estas malas hierbas se pueden consultar los boletines informativos de los Servicios de Sanidad Vegetal de las comunidades autónomas, así como la siguiente bibliografía:

- Carretero, J.L. (2004). *Flora Arvensis Española. Las malas hierbas de los cultivos españoles*. PHYTOMA. pp. 754.
- Ficha para la prevención de resistencias. Disponible en: http://www.semh.net/resistencia_herbicidas.html
- Gómez de Barreda, D. (1994). *Sistemas de manejo del suelo en citricultura. Tratamientos herbicidas*. Generalitat Valenciana. Conselleria d'Agricultura, Pesca y Alimentació. pp. 284.
- Guía de identificación de propágulos de malas hierbas: <https://semh.net/guia-de-identificacion-de-propagulos-de-malas-hierbas-del-nordeste-de-espana/>
- Herbario de Malas Hierbas, Universitat de Lleida: <http://www.malesherbes.udl.cat/web-c.htm>
- Herbario de Malas Hierbas, Universidad Pública de Navarra: http://www.unavarra.es/servicio/herbario/htm/familias_lista.htm
- Hojas Divulgadoras de Sanidad Vegetal, disponibles en el MAPA: <https://www.mapa.gob.es/app/biblioteca/hojas-divulgadoras/consulta.asp>
- Herbario virtual del Mediterraneo occidental: <http://herbarivirtual.uib.es/>
- Saavedra, M.; Cortés, J.A.; Gómez de Barreda, D.; Rodríguez-Bernabé, J.A.; Taberner, A.; Castejón, M.; Monserrat, A.; Zaragoza, C. (1995). *Malas hierbas de difícil control*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Disponible en: https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/revistas/pdf_FSV/FSV_1995_1_1_12.pdf
- Recasens, J. (2000). *Botánica Agrícola. Plantas útiles i males herbes*. Universitat de Lleida. pp. 189.
- Rios, S., Crespo, M.B., Alcaraz, F., Solanas, J.L. 1999. *Fenología de dos comunidades arvenses en los huertos tradicionales de cítricos del levante español*. Congreso Sociedad Española de Malherbología. Logroño.
- Taberner, A. (2006). *Guia per al control de les males herbes*. Generalitat de Catalunya. Departament d'Agricultura, Alimentació i Acció Rural. pp. 283.

Dicotiledóneas anuales

Amaranthus spp. (AMARANTO, BELDO, BLET)



1. Plántula de *Amaranthus*



2. Plántulas de *Amaranthus*



3. *Amaranthus blitoides*



4. *Amaranthus viridis*



5. *Amaranthus retroflexus*



6. Vegetación de verano en la zona de goteo compitiendo por recursos hídricos y nutrientes

Fotografías: Andreu Taberner Palou (1), Angelina del Busto Casteleiro (2 a 6)

Calendula arvensis L. (CALENDULA)



1. Plántulas



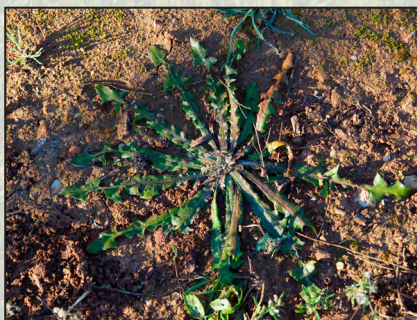
2. Planta adulta en flor



3. Detalle de la flor

Fotografías: José María Osca Lluch (1), Miguel del Corro Toro (2 y 3)

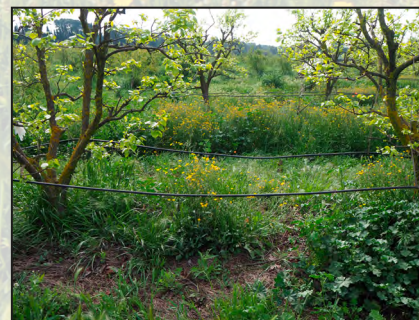
Crepis spp. (ACHICORIA FALSA, CERRAJA FALSA, CAP ROIG)



1. Planta en roseta de *Crepis capillaris*



2. Planta de *Crepis capillaris*



3. Plantas en campo de caquis

Fotografías: José María Osca Lluch

***Chenopodium album* L. (CENIZO, BLEDO BLANCO)**



1. Plántula



2. Planta adulta



3. Detalle de inflorescencia

Fotografías: Andreu Taberner Palou (1 y 2), Miguel del Corro Toro (3)

***Chenopodium murale* L. (CENIZO NEGRO, PIE DE GANSO, BLET DE PARED)**



1. Plántula



2. Plantas jóvenes



3. Plantas en floración

Fotografías: José María Osca Lluch

***Diplotaxis eruroides* (L.) DC (JARAMAGO BLANCO, RABANIZA BLANCA, RAVENISSA BLANCA, RAVENELL BLANC, ORUGA SILVESTRE)**



1. *D. eruroides* en campo de caquis



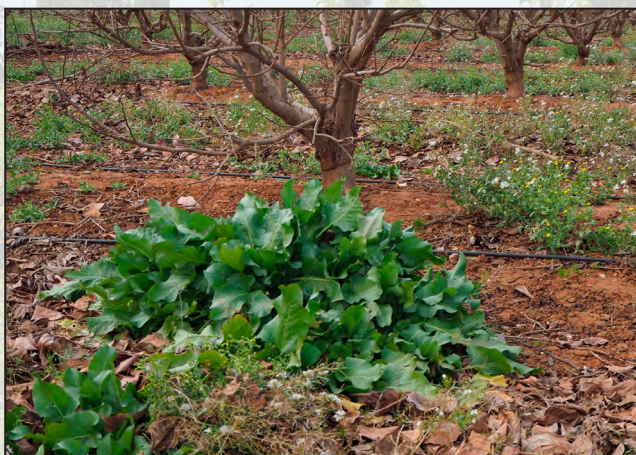
2. *D. eruroides* en floración



3. Detalle de la flor

Fotografías: José María Osca Lluch (1), Jordi Recasens Guinjuan (2), Miguel del Corro Toro (3)

***Emex spinosa* (L.) Campd (ROMAZA ESPINOSA, BLET BORD, BLEDA BORDA)**



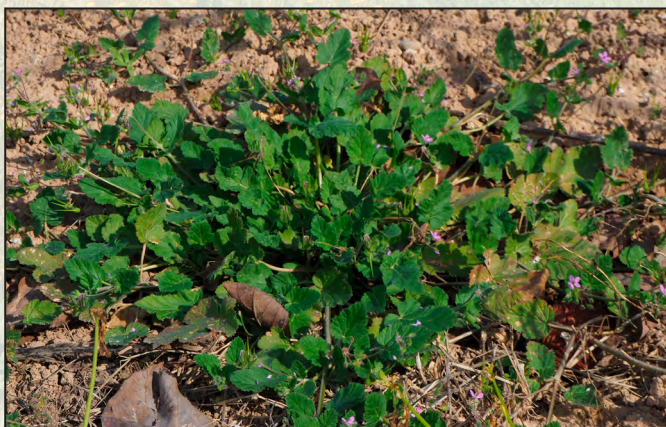
1. Planta en campo de caquis



2. Frutos de *Emex spinosa*

Fotografías: José María Osca Lluch

***Erodium malacoides* (L.) L'Hér (ALFILERES, PICO DE CIGÜEÑA, AGULLES, RELLOTGES)**



1. Planta



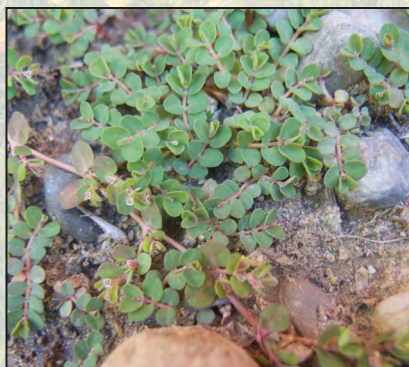
2. Flor y frutos

Fotografías: José María Osca Lluch

***Euphorbia prostrata* (Aiton) Small. (LECHETREZNA RASTRERA, LLETEROLA ARROSSEGADA)**



1. Planta joven



2. Planta



3. Plantas en campo

Fotografías: José María Osca Lluch

Mercurialis annua L. (MALCORAJE, ORTIGA MUERTA, MALCORATGE)



1. Plántula



2. Planta joven



3. Plantas

Fotografías: José María Osca Lluch

Portulaca oleracea L. (VERDOLAGA)



1. Plántula



2. *P. oleracea* coincidiendo con gotero



3. *P. oleracea* resistiendo el estrés hídrico



4. Planta adulta en floración



5. Infestación en líneas portagoteros

Fotografías: Andreu Taberner Palou (1), Angelina del Busto Casteleiro (2, 3 y 5), Alicia Sastre Garcia (4)

***Sonchus* spp. (CERRAJAS, LECHECINO, LLICSÓ, LLETSÓ)**



1. Plantas jóvenes de *Sonchus* spp.



2. Planta joven de *Sonchus tenerrimus*



3. Plantas de *Sonchus tenerrimus*



4. Planta *Sonchus oleraceus*



5. Plantas de *Sonchus oleraceus* en campo de caqui



6. Planta de *Sonchus asper*

Fotografías: José María Osca Lluch

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



1. Plántula



2. Planta en floración



3. Detalle de la flor

Fotografías: Andreu Taberner Palou (1), Miguel del Corro Toro (2 y 3)

***Xanthium strumarium* L. (BARDANA)**



1. Plántula



2. Planta adulta



3. Planta adulta con frutos

Fotografías: Josep M. Llenes Espigares (1), Miguel del Corro Toro (2 y 3)

Dicotiledóneas plurianuales

Asparagus acutifolius L. (ESPARRAGUERA TRIGUERA O SILVESTRE, ESPARRAGUERA BORDA)



1. Planta



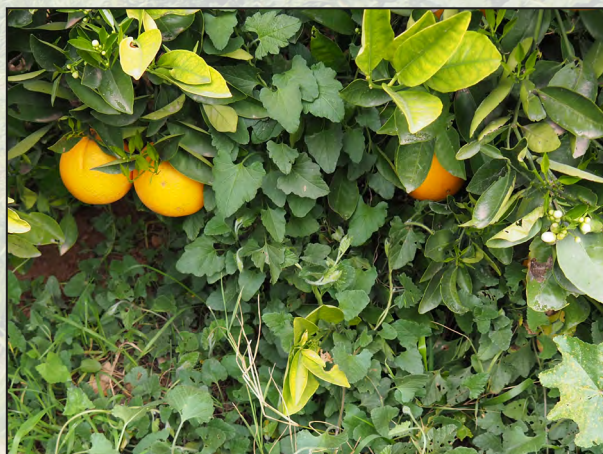
2. Esparraguera en campo de naranjos

Fotografías: José María Osca Lluch

Convolvulus althaeoides L. (CORREGÜELA ROSADA, CAMPANILLA ROSADA, CORREJOLA DE SERP, CORREJOLA ROGENCA)



1. Planta de *C. Althaeoides* en floración



2. Plantas en campo de naranjos

Fotografías: José María Osca Lluch

Convolvulus arvensis L. (CORREHUELA)



1. Plántula joven



2. Planta en floración



3. Detalle de la flor

Fotografías: Andreu Taberner Palou

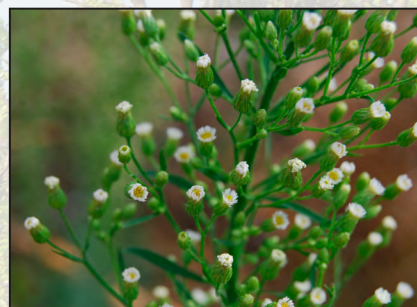
***Conyza* spp. (PINILLOS, ERIGERON, ZAMARRAGA)**



1. Plántula de *Conyza canadensis*



2. Planta joven de *Conyza sumatrensis*



3. Floración de *Conyza canadensis*



2. *Conyza bonariensis*



3. *Conyza canadensis*



4. *Conyza sumatrensis*

Fotografías: Instituto Navarro de Tecnologías e Infraestructuras Agroalimentarias - INTIA (1), José María Osca Lluch (2), Miguel del Corro Toro (3), Alicia Sastre García (4 a 6)

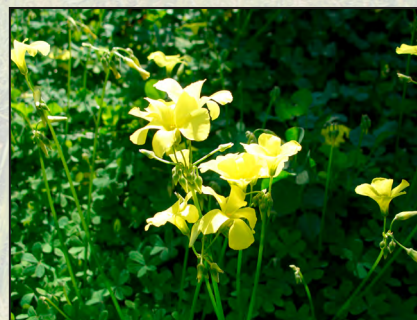
***Oxalis pes-caprae* L. (AGRET, VINAGRILLO, TREBOL DE HUERTA)**



1. Bulbillos de *Oxalis pes-caprae*



2. *Oxalis pes-caprae* en floración



3. Detalle de las flores



4. Plantas de *Oxalis* en campo de caquis



5. *Oxalis* agostándose en primavera

Fotografías: Angelina del Busto Casteleiro (1, 3 y 5), José María Osca Lluch (2 y 4)

***Parietaria officinalis* L. (HIERBA CARAGOLERA)**



1. Planta adulta



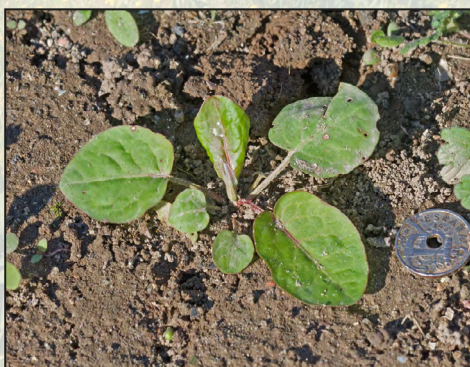
2. Detalle de inflorescencia



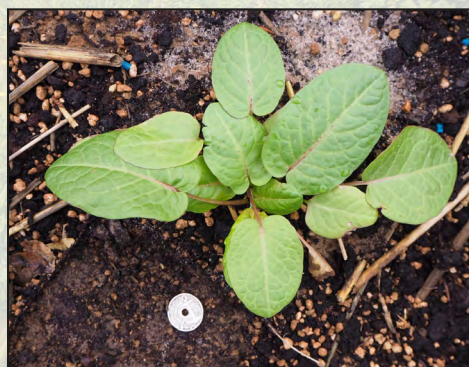
3. Detalle de inflorescencia

Fotografías: Miguel del Corro Toro

***Rumex obtusifolius* L. (LENGUA DE VACA, LENGUA DE BOU)**



1. Plantula



2. Planta joven



3. Planta adulta

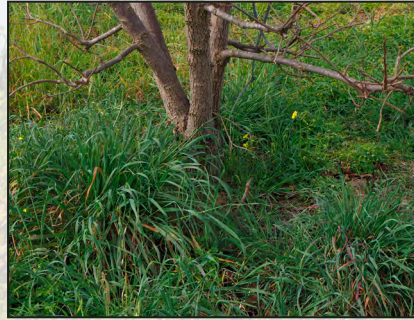
Fotografías: José María Osca Lluch

Gramíneas anuales

Avena sterilis L. (AVENA LOCA, BALLUECA, CUGULA)



1. Planta joven, detalle de hojas



2. Plantas



3. Plantas con inflorescencias

Fotografías: José María Osca Lluch

Bromus spp. (BROMO)



1. Plántulas



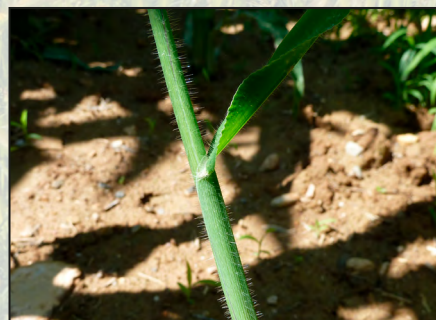
2. Detalle de la espiga

Fotografías: Josep M^º Llenes Espigares

Digitaria sanguinalis (L.) Scop. (PATA DE GALLINA)



1. Planta adulta



2. Detalle de la pilosidad de la vaina



3. Inflorescencia

Fotografías: Andreu Taberner Palou (1), Miguel del Corro Toro (2), Jordi Recasens Guinjuan (3)

***Echinochloa colona* (L.) Link (PATA DE GALLO, CERREIG)**



1. Hoja de *E. colona*



2. Espiguilla de *E. colona*



3. Inflorescencia de *E. colona*

Fotografías: José María Osca Lluch

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



1. Plántulas



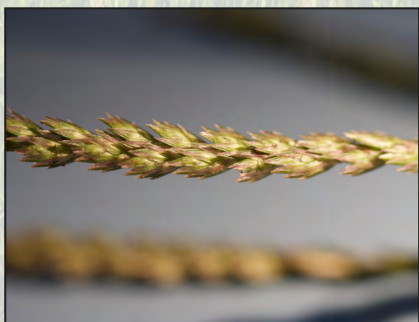
2. Inflorescencia



3. Detalle de la lígula

Fotografías: Instituto Navarro de Tecnologías e Infraestructuras Agroalimentarias - INTIA (1), Jordi Recasens Guinjuan (2), Miguel del Corro Toro (3)

***Eleusine indica* (L.) Gaertn. (PIE DE GALLO, PATA DE GALLINA)**



1. Espiguillas de *E. indica*



2. Plantas de *E. indica*



3. *E. indica* en campo de naranjos

Fotografías: José María Osca Lluch

***Hordeum murinum* L. (CEBADILLA, MARGALL BORD)**



1. Plántulas



2. Plantas

Fotografías: José María Osca Lluch

***Lolium rigidum* Gaudin (VALLICO, LUELLO, MARGALL)**



1. Plántulas



2. Plantas



3. Detalle de espigas

Fotografías: Instituto Navarro de Tecnologías e Infraestructuras Agroalimentarias - INTIA (1), Miguel del Corro Toro (3 y 5)

***Setaria verticillata* (L.) Beauv (AMOR DEL HORTELANO)**



1. Planta joven de *Setaria verticillata*



2. *Setaria verticillata*



3. Detalle de panículas de *S. viridis* (izqda.) y *S. verticillata* (dcha.)

Fotografías: Andreu Taberner Palou (1), Miguel del Corro Toro (2), Instituto Navarro de Tecnologías e Infraestructuras Agroalimentarias - INTIA (3)

Gramíneas plurianuales

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



1. Brote a partir de un estolón



2. Plantas de *Cynodon dactylon*



3. Detalle de la inflorescencia

Fotografías: José María Osca Lluch (1 y 2), Andreu Taberner Palou (3)

Piptatherum miliaceum (L.) Coss. (MIJERA, MIJO NEGRILLO, RIPOLL)



1. Plantas de *P. miliaceum*



2. Planta en campo de naranjos



3. Detalle de las espiguillas

Fotografías: José María Osca Lluch

Sorghum halepense (L.) Pers. (CAÑOTA, SORGO)



1. Aspecto de rizoma rebrotando



2. Planta adulta procedente de rizoma



3. Panículas

Fotografías: Andreu Taberner Palou (1), Instituto Navarro de Tecnologías e Infraestructuras Agroalimentarias - INTIA (2 y 3)

Ciperáceas plurianuales

Cyperus rotundus L. (JUNCIA, JUNÇA, CASTAÑETA)



1. Plántula



2. Planta adulta



4. Plantones protegidos con mallas antihierba y juncias brotando



5. Tubérculos de Juncia



3. Inflorescencias

Fotografías: Andreu Taberner Palou (1), Angelina de Busto Casteleiro (2, 4 y 5), Instituto Navarro de Tecnologías e Infraestructuras Agroalimentarias - INTIA (3)

Equisetáceas

Equisetum ramosissimum Desf. (COLA DE CABALLO)



1. Plantas jóvenes



2. Plantas



3. Plantas en campo de caquis

Fotografías: José María Osca Lluch



GOBIERNO
DE ESPAÑA

MINISTERIO
DE AGRICULTURA, PESCA
Y ALIMENTACIÓN

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