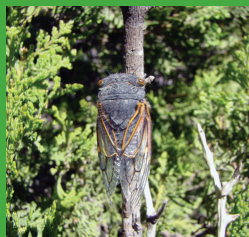




CONAF
2012

MANUAL DE PLAGAS Y ENFERMEDADES DE PLANTACIONES FORESTALES

***Eucalyptus* spp**





2012
Santiago de Chile.

Se autoriza la reproducción y difusión del material contenido en este producto informativo para fines educativos u otros fines no comerciales sin previa autorización del autor, siempre que se especifique claramente la fuente.

Se prohíbe la reproducción del material contenido en este producto informativo para reventa u otros fines comerciales sin previa autorización escrita de los titulares.

ISBN: 978-956-7669-28-8

Primera Edición: 2.000 Ejemplares, Diciembre del 2012

Autor:
CONAF

Editores:
Aida Baldini
Andrea Alvarado
Denisse Núñez

Diseño: Lolamundo, estudio de diseño.
Impresión: Alvimpress



MANUAL DE PLAGAS Y ENFERMEDADES DE PLANTACIONES FORESTALES

Eucalyptus spp



ÍNDICE

1. Agentes de Daño Biótico	7
1.1 Defoliadores	7
1.1.1 <i>Gonipterus scutellatus</i> Gyllenhal (Coleoptera: Curculionidae)	7
1.1.2 <i>Hylamorpha elegans</i> Burmeister (Coleoptera: Scarabaeidae)	11
1.1.3 <i>Ophelimus</i> sp. (Hymenoptera: Eulophidae)	13
1.1.4 <i>Phytoloema herrmanni</i> Germain (Coleoptera: Scarabaeidae)	15
1.1.5 <i>Schistocerca cancellata</i> Serville (Orthoptera: Acrididae)	17
1.2 Succionadores	19
1.2.1 <i>Ctenarytaina eucalypti</i> Maskell (Hemiptera: Psyllidae)	19
1.2.2 <i>Glycaspis brimblecombei</i> Moore (Hemiptera: Psyllidae)	23
1.2.3 <i>Thaumastocoris peregrinus</i> Carpintero & Dellapé (Hemiptera: Thaumastocoridae)	25
1.2.4 <i>Oligonychus vitis</i> Zaher & Shehata (Acarina: Tetranychidae)	27
1.2.5 <i>Oligonychus yothersi</i> Mc Gregor (Acarina: Tetranychidae)	29
1.2.6 <i>Saissetia oleae</i> Olivier (Hemiptera: Coccidae)	31
1.3 Barrenadores	33
1.3.1 <i>Chilecomadia valdiviana</i> Philippi (Lepidoptera: Cossidae)	33
1.3.2 <i>Phoracantha semipunctata</i> Fabricius (Coleoptera: Cerambycidae)	35
1.3.3 <i>Phoracantha recurva</i> Newman (Coleoptera: Cerambycidae)	39
1.3.4 <i>Tettigades</i> sp. (Homoptera: Cicadidae)	43
1.4 Termitas	45
1.4.1 <i>Porotermes quadricollis</i> Rambur (Isoptera: Termopsidae)	45
1.5 Dañadores de flores	47
1.5.1 <i>Thrips australis</i> Bagnall (Thysanoptera: Thripidae)	47
1.6 Enfermedades	49
1.6.1 <i>Armillaria mellea</i> Vahl. (Agaricales: Physalacriaceae) (Basidiomicetes: Physalacriaceae)	49
1.6.2 <i>Botryosphaeria</i> sp. (Botryosphaerales: Botryosphaeriaceae) (Dothideomycetes: Botryosphaeriaceae)	53

1.6.3 <i>Botrytis cinerea</i> Pers (Helotiales: Sclerotiniaceae) (Leotiomyces: Sclerotiniaceae)	55
1.6.4 <i>Macrophomina phaseolina</i> Tassi Goid (Coelomyces: Sphaeropsidaceae)	57
1.6.5 <i>Mycosphaerella cryptica</i> Cooke Hansf (Dothideomyces: Mycosphaerellaceae)	59
1.6.6 <i>Oidium eucalypti</i> Rostrup (Erysiphales: Erysiphaceae) (Ascomycetes: Erysiphaceae)	61
1.6.7 <i>Pseudocercospora eucalyptorum</i> Crous M.J. Wingf., Marasas & B. Sutton (Dothiomyces: Mycosphaerellaceae)	63
1.6.8 <i>Phytophthora cinnamomi</i> Rands (Pythiales: Pythiaceae)	65
1.6.9 <i>Sonderhenia eucalypticola</i> A.R. Davis H.J. Swart & J. Walker (Capnodiales: Mycosphaerellaceae)	67
1.7 Vertebrados	69
1.7.1 <i>Oryctolagus cuniculus</i> Linnaeus (Lagomorpha: Leporidae)	69
1.7.2 <i>Lepus europaeus</i> Pallas (Lagomorpha: Leporidae)	71
1.7.3 <i>Octodon bridgesi</i> Osgood (Rodentia: Octodontidae)	73
2. Deficiencias Nutricionales	75
Nutrientes Esenciales	75
2.1 Azufre (S)	75
2.2 Boro (B)	75
2.3 Calcio (Ca)	76
2.4 Cobre (Cu)	77
2.5 Fósforo (P)	77
2.6 Hierro (Fe)	77
2.7 Magnesio (Mg)	78
2.8 Manganeseo (Mn)	78
2.9 Nitrógeno (N)	78
2.10 Potasio (K)	79
2.11 Zinc (Zn)	79
Insectos presentes en Chile asociados a <i>Eucalyptus</i> spp	81
Hongos presentes en Chile asociados a <i>Eucalyptus</i> spp	82
3. Referencias Bibliográficas	84

Prólogo

Indudable es la riqueza de recursos forestales presentes en Chile, los cuales están conformados en una parte importante por las plantaciones de Eucalipto, cuya extensión superficial alcanza más de 660.000 hectáreas, superficie equivalente al 23 % de las plantaciones forestales del país. Poco a poco esta especie se ha convertido en un actor importante dentro de la industria forestal, y año a año se aprecia un aumento en el interés por utilizar *Eucalyptus* spp para establecer nuevas plantaciones. El éxito de estas plantaciones depende en gran medida de las técnicas de manejo aplicadas, tanto las del enfoque tradicional como las utilizadas en el manejo integrado de plagas.

Una de las principales amenazas a la sustentabilidad y buen desarrollo de este recurso es el efecto producido por las plagas y enfermedades, disminuyendo y afectando el crecimiento y vigor de los árboles, desencadenando una merma en la calidad de los productos obtenidos de las plantaciones afectadas por estos agentes dañinos.

Nuestro país cuenta con un importante y efectivo sistema de protección fitosanitaria, el cual, sumado a todos los esfuerzos conjuntos realizados por las instituciones del quehacer forestal con incidencia en los temas de sanidad, han permitido a Chile ser uno de los países que menos presencia de plagas de importancia forestal posee.

A pesar de todos los esfuerzos realizados, el aumento del riesgo fitosanitario es innegable, ya que la expansión económica a nivel mundial, la disminución de las barreras comerciales y la modernización de los medios de transporte aumentan el grado de vulnerabilidad al ingreso de nuevas plagas. Esta situación hace necesario que se redoblen los esfuerzos y se mejoren los sistemas de protección fitosanitaria para minimizar el riesgo.

Para poder mejorar los sistemas de protección, es básico y vital, conocer los antecedentes de las plagas y enfermedades de importancia forestal que están presentes en las plantaciones, con el fin de mejorar la toma de decisiones y focalizar de una mejor forma los recursos en el manejo de estas, y además sienta un precedente en el caso de que una plaga nueva ingrese al país, lo que permitiría actuar de una forma oportuna en la detección de nuevos agentes dañinos. Es por esto que el presente manual pretende ser un aporte al reconocimiento de las principales plagas presentes asociadas a *Eucalyptus* spp, reuniendo de una manera sencilla antecedentes bibliográficos conocidos de 29 agentes de daño biótico, con información referida a la descripción, distribución, daños provocados y formas de control, apoyados con registros fotográficos que complementan la información y facilitan el reconocimiento de dichos agentes.

GONIPTERUS SCUTELLATUS GYLLENHAL (COLEOPTERA: CURCULIONIDAE)
GORGOJO DEL EUCALIPTO



Figura 1: Adulto de *Gonipterus scutellatus* y ooteca en hoja de Eucalipto
(Foto: A. Alvarado)



Figura 2: Hoja de Eucalipto con daño provocado por larvas de *G. scutellatus*
(Foto: A. Alvarado)

1. AGENTES DE DAÑO BIOTICO

1.1 Defoliadores

1.1.1 *GONIPTERUS SCUTELLATUS* GYLLENHAL

(COLEOPTERA: CURCULIONIDAE)

GORGJO DEL EUCALIPTO

DESCRIPCIÓN

El adulto de este gorgjo presenta una cabeza prolongada con su aparato bucal en el extremo, típico de la familia curculionidae, de tipo masticador, se alimenta principalmente de los bordes de las hojas del eucalipto, pudiendo también alimentarse de brotes y yemas. Es un insecto de aspecto robusto de 7 a 9 mm de largo y 4 a 5 mm de ancho, su coloración es variable y va desde un rojo tostado a un castaño oscuro con matices amarillos en su etapa madura, además posee dos proyecciones características en la base de sus élitros y vuela torpemente.

Los huevos son de color amarillento, subcilíndrico de 1,2 a 2 mm de longitud, se encuentran generalmente agrupados en números de 4 a 10 y protegidos por una ooteca de color negruzca. (Figura 1)

Las larvas son de coloración amarillenta con una puntuación parda en cada uno de sus segmentos, es apoda, de tipo glabra (sin vellosidad ni pelos), y su cabeza es de color negruzca. La especie presenta 4 estadíos larvarios, en el tercer y cuarto estadío la coloración varía tomando un tono mas verdoso, en el cuarto estadío puede presentar una longitud aproximada de 12 mm, sus fecas son un filamento de color negro (Mansilla, 1992). (Figura 2)

El ciclo de vida de *G. scutellatus* varía desde 3 hasta 10 meses, dependiendo de las condiciones climáticas del área, presentando en ambientes óptimos hasta 4 generaciones en el año. Sin embargo, su desarrollo es bastante desigual, siendo posible observar la presencia simultánea de huevos, larvas, pupas y adultos en un mismo período (Mansilla, 1992)

DISTRIBUCIÓN

Este insecto es originario de Australia, desde donde se disperso hacia Nueva Zelanda, África, algunos países de Europa y Sudamérica. En Chile esta especie se distribuye desde la Región de Coquimbo hasta la Región de Los Ríos (SAG, 2012).

1 DAÑOS

Afecta principalmente al tercio superior del árbol. El gorgojo del eucalipto tanto en los estadíos larvales como en su estado adulto, se alimenta de las hojas, causando intensas defoliaciones que provocan disminuciones en las tasas de crecimiento anual y vigor de sus hospederos. En situaciones de alta densidad poblacional, la larvas pueden llegar a alimentarse de la corteza del tallo de árboles juveniles (Figura 3)

La alimentación de éstos puede provocar la muerte del brote apical y malformaciones de las ramillas terminales, tronco y copa del árbol afectado. Los árboles defoliados en forma sistemática quedan vulnerables a ser atacados por otros agentes, aumentando la probabilidad de ser afectados por plagas secundarias como *Phoracantha* sp. (Parra y González, 1999).

Este insecto es específico del género *Eucalyptus*, sus hospederos más susceptibles son: *E. globulus*, *E. viminalis*, *E. maidenii*, *E. camaldulensis*, *E. robusta*, *E. punctata* y *E. smithii* (Alvarado y Sartori, 2006).



Figura 3: Daño en tallo de eucalipto joven provocado por larvas de *G. scutellatus* (Foto: H. Rodríguez)

Los principales síntomas y signos que indican la presencia de este insecto corresponden a presencia de cápsulas de color café oscuro o negro (ootecas), las que recubren grupos de 4 a 10 huevos, presencia de larvas del insecto sobre las hojas, presencia de adultos del insecto sobre hojas, ramillas, ramas y corteza, hojas festoneadas, ápice defoliado, galerías larvales en follaje, con presencia de marcas mucosas y excretas en forma de largos filamentos recurvados; y defoliación general del árbol. (Alvarado y Sartori, 2006).

■ CONTROL

La lucha química contra *G. scutellatus* se recomienda en situaciones particulares, donde el nivel poblacional es muy alto. Hoy en día, se emplea el manejo integrado de plagas, con énfasis en el control biológico, mediante el parasitoide de huevos *Anaphes nitens* (Hymenoptera: Mymaridae), el que ha presentado buenos resultados en todos los países donde se ha introducido (Mansilla, 1992; Bachiller et al., 1981; Guajardo, 2010). (Figura 4) En el año 2009 se introdujo al país un nuevo parasitoide de huevos, *Anaphes tasmaniae*, que tendría mayor efectividad en el control de esta plaga en zonas con temperaturas mas frías.



Figura 4: *Anaphes nitens*, parasitoide de huevos de *G. Scutellatus*
(Foto: J. Ramos)

HYLAMORPHA ELEGANS BURMEISTER (COLEOPTERA: SCARABAEIDAE)
POLOLO VERDE



Figura 5: Adulto de *Hylamorpha elegans* (Foto: L. Cerda)

1.1.2 *HYLAMORPHA ELEGANS* BURMEISTER (COLEOPTERA: SCARABAEIDAE)

POLOLO VERDE

DESCRIPCIÓN

El adulto es de color verde claro o verde ceniciento, posee un largo aproximado de entre 15 a 18 mm por 6 a 8 mm de ancho. Cuerpo verde intenso, élitros del mismo color que el tórax o ligeramente más oscuros y con puntuaciones ordenadas en hileras. Sobre los élitros hay pequeños pelos blancos cortos y gruesos. Patas verdes con tonos dorados y pelos blancos. Parte ventral del tórax y cabeza con abundantes pelos blancos y largos. (Figura 5). Los huevos son puestos en grupos bajo el suelo, aproximadamente a 2 y 3 cm de profundidad.

Las larvas son curvadas, blanca con pelos castaño claro y aparato bucal castaño oscuro, patas con pelos y garras castañas son del tipo escarabeiforme, cilíndricas y forma en reposo una típica letra "C", de color blanco hialino durante los primeros estadios tornándose amarillo pálido al término del tercer estadio. Cuando sale del huevo siguen hundiéndose hasta unos 10 a 15 cm.

Las pupas aparecen usualmente de 15 a 25 cm bajo tierra, en el interior de una ligera celda de tierra débilmente endurecida (Artigas, 1994).

DISTRIBUCIÓN

Se distribuye desde la provincia de Ñuble, Región del BíoBío, hasta la provincia de Chiloé, Región de Los Lagos (Duran, 1952).

El ciclo de vida de esta especie dura aproximadamente un año, ocasionado el mayor daño entre los meses de junio y agosto, el período de actividad larval comprende desde mediados de enero a principios de septiembre y el período de pupa abarca los meses de septiembre, octubre y aún noviembre. El período de vuelo de esta especie comienza en noviembre y finaliza aproximadamente a mediados de febrero (Duran, 1952; San Martín, 1991).

DAÑOS

Se ha observado la destrucción total de plantaciones recién establecidas de *E. nitens* debido a la acción del insecto conocido comúnmente como gusano blanco, lo que convierte a este insecto en un agente con alta potencialidad de daño.

Este daño se produce en el sistema radicular de las plantas durante el primer año de plantación. Las larvas se alimentan de las raicillas y raíces produciendo amarillez foliar, disminución del desarrollo (crecimiento) y finalmente la muerte de las plantas afectadas (Ipinza, 1992). En los casos más severos, el sistema radicular es completamente devorado y la raíz principal es totalmente anillada hasta el nivel del suelo (Govender, 1996).

CONTROL

Se realiza preparación del sitio, previo al establecimiento de la plantación, ejerciendo un control mecánico sobre los insectos mediante prácticas de labranza y rotación del suelo (Daniels, 1971).

Por su parte, el control químico resulta ser el método más efectivo debido a su fácil aplicación y rápida acción, pues actúa directamente sobre las larvas en sus distintas etapas de desarrollo (Gómez, 2006).

Mientras que el control de malezas mediante la aplicación de herbicidas, afectan la fuente alimenticia del gusano blanco disminuyendo su densidad poblacional y por lo tanto la sobrevivencia y desarrollo de las plantaciones (Kard y Hain, 1987).

Cabe señalar que el control en plantaciones ya establecidas, además de ser difícil, considera un costo elevado, por lo cual las medidas de control preventivas son las más eficientes, ya sea antes de plantar o en el momento mismo de la plantación (Duran 1952; San Martín, 1991).

OPHELMIMUS SP. (HYMENOPTERA: EULOPHIDAE)
AVISPA AGALLA DEL EUCALIPTO

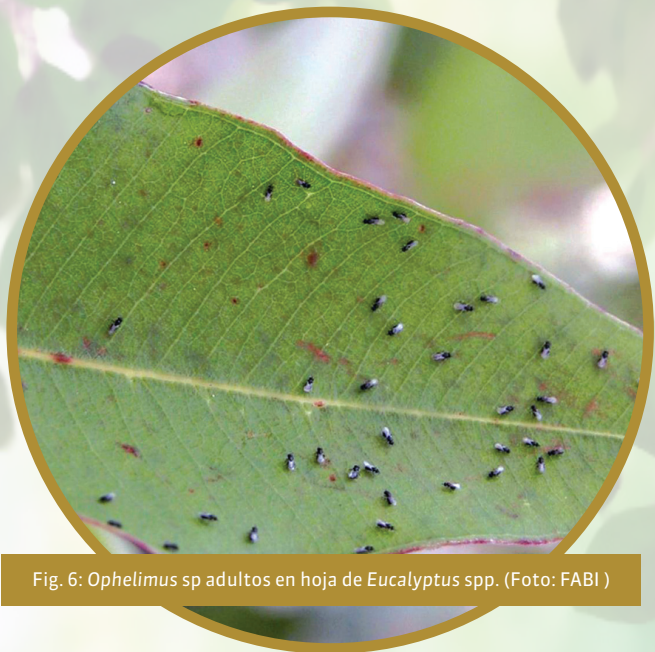


Fig. 6: *Ophelimus* sp adultos en hoja de *Eucalyptus* spp. (Foto: FABI)

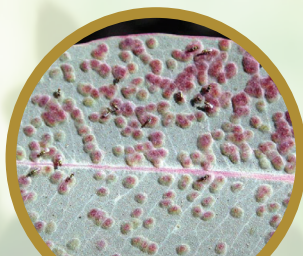


Figura 7: Agallas provocadas por ataque de *Ophelimus* sp en hoja de Eucalipto (Foto:FABI)

1.1.3 *OPHELIMUS* SP. (HYMENOPTERA: EULOPHIDAE)

AVISPA AGALLA DEL EUCALIPTO

DESCRIPCIÓN

La identificación de las especies del género *Ophelimus*, está asociada con la inducción a la producción de agallas en hojas y ramillas de eucaliptos. El género *Ophelimus* comprende alrededor de 50 especies, todas ellas poco estudiadas (Withers et al., 2000). Las hembras de este género colocan un promedio de 109 huevos, en grupos o hileras. Las avispas prefieren atacar la cubierta inferior de la hoja.

El diámetro de la agalla (protuberancia de forma vesicular) oscila entre 1,2 y 0,9 mm, y en una concentración de 11 a 36 agallas/cm², el color característico es de tonos rojizos, aparece tan pronto como el tercer instar de la larva se ha desarrollado. Las agallas en las hojas de sombra permanecen verdes o amarillo verdoso, mientras que aquellas que permanecen expuestas al sol se tornan de un color rojizo. Se han observado cambios en las células del mesófilo unos días antes de la eclosión de los huevos, lo que ocurre entre 10 a 12 días después de la oviposición (Protasov et al., 2007). (Figura 6)

El proceso de inducción de la formación de la agalla es mucho más rápido que el desarrollo de los estados inmaduros de la avispa y parece que la acumulación de biomasa vesicular (formación de la agalla) es inducido principalmente por las larvas de los dos primeros estadios y que en el tercer instar la larva se alimenta de la capa delgada de tejido nutritivo de la agalla (Protasov et al., 2007).

DISTRIBUCIÓN

En Chile *Ophelimus* sp., fue detectado por primera vez en febrero de 2003 en la Región de Valparaíso. Es una plaga exclusiva del género *Eucalyptus* y originaria de Australia, presente en Nueva Zelanda, Estados Unidos, Italia y Chile. Actualmente se distribuye desde la Región de Coquimbo hasta la Región del Maule, afectando principalmente *E. globulus* y en menor medida *E. camaldulensis* (SAG, 2006).

Este insecto puede producir varias generaciones al año (en Israel tres generaciones año). Un masivo vuelo de adultos se produce en primavera. Las agallas se encuentran presentes durante todo el año (Protasov et al., 2007).

DAÑOS

El signo más evidente del daño que realiza este insecto, consiste en la formación de diminutas agallas que se concentran en las hojas y ramas delgadas, pudiendo provocar la caída prematura del follaje. (Figura 7).

Se ha observado que *Ophelimus* sp. prefiere instalarse en la sección baja del árbol, incluso en las ramas casi a nivel del suelo, los síntomas de estas infestaciones pueden ser fácilmente reconocidas por el típico color rojo de las hojas infectadas y por el follaje seco en las copas de los árboles. Sin embargo, en el tiempo este insecto infestará gradualmente todo el árbol (Protasov et al., 2007).

CONTROL

Se sabe poco sobre enemigos naturales de este insecto. En Nueva Zelanda se ha determinado la presencia de dos especies de *Aprostocetus* (Hymenoptera: Eulophidae) y una *Chrysonotomya* (Hymenoptera: Chalcidoidea), parasitando larvas jóvenes de *O. eucalypti*, pero aún no se ha evaluado su impacto. Se recomienda la destrucción de las partes afectadas y su quema posterior, como medida preventiva.

Cuando la presencia es localizada, los insecticidas sistémicos pueden ser útiles, aunque su uso es económicamente caro si la zona afectada es muy grande (Pujade y Riba, 2004).

PHYTOLOEMA HERRMANNI GERMAIN (COLEOPTERA: SCARABAEIDAE)
POLOLO CAFÉ



Figura 8: Adulto de *Phytoloema hermanni* (Foto: L. Cerda)

1.1.4 PHYTOLOEMA HERRMANNI GERMAIN (COLEOPTERA: SCARABAEIDAE)

POLOLO CAFÉ

DESCRIPCIÓN

Los adultos de este pololo presentan su cuerpo de color castaño brillante, miden aproximadamente 13 mm de largo, con los élitros ligeramente más claros, se caracterizan por no alimentarse cuando adultos. (Figura 8)

P. herrmanni presenta larvas de tipo escarabaeiformes, cilíndricas, formando en reposo una típica letra “C”, con tres pares de patas torácicas. Presentan 3 estadíos larvales, que se diferencian entre sí por su tamaño, siendo las larvas del primer estadio de color blanco traslúcido y amarillo pálido al término de su desarrollo. La actividad larval de esta especie puede variar de 10 a 11 meses. El estado de pupa dura un período de 2 y eventualmente 3 meses (Artigas, 1994).

DISTRIBUCIÓN

Esta especie se distribuye desde la provincia de Ñuble, Región del BíoBío hasta la provincia de Valdivia, Región de Los Ríos (Duran, 1954). Los adultos, junto con la ovipostura, se presentan en los meses de octubre y noviembre. El período larval se extiende hasta agosto (Duran, 1954).

DAÑOS

Puede provocar considerables daños en plantaciones recién establecidas de *E. nitens*, debido a la acción de las larvas, las que ocasionan importantes perjuicios al sistema radicular. En los casos más severos, el sistema radicular es completamente devorado y la raíz principal es totalmente anillada hasta el nivel del suelo, provocando la muerte de las plantas afectadas (Ipinza, 1992; Govender, 1996).

CONTROL

Se realiza control mecánico mediante prácticas de labranza y rotación del suelo (Daniels, 1971). Por su rápida acción, el control químico resulta ser el método más efectivo, actuando sobre las larvas en sus distintas etapas de desarrollo (Aguilera, 1990). También se recomienda el control de malezas, esto disminuye la fuente alimenticia del insecto provocando una reducción de su densidad (Kard y Hain, 1987).

Cabe mencionar que una vez establecida la plantación, resulta difícil y caro controlar a estos insectos, por lo que las medidas de control preventivas son las más eficientes (Duran, 1954; San Martín, 1991).

SCHISTOCERCA CANCELLATA SERVILLE (ORTHOPTERA: ACRIDIDAE)
LANGOSTÓN



Figura 9: Adulto de *Schistocerca cancellata* (Foro: R. Ursino)

1.1.5 SCHISTOCERCA CANCELLATA SERVILLE (ORTHOPTERA: ACRIDIDAE)

LANGOSTÓN

DESCRIPCIÓN

Los adultos son langostas de gran tamaño, cuyas dimensiones fluctúan entre 55 a 65 mm de largo, los machos son ligeramente más pequeños que las hembras. Poseen una cabeza de color castaño, con pelos cortos negros dispersos. En el dorso tienen una línea amarilla ancha, de igual color a la línea que poseen detrás de cada ojo. De coloración castaña con tonos rojizos. Los tégmenes tienen pequeñas manchas de color castaño. Sus alas son de color amarilla claro, con algunos esbozos rosados. Posee patas traseras robustas y largas. Abdomen castaño con una línea más clara en el borde lateral de los tergitos. Numerosos ejemplares tienen tonalidades verdosas cuando juveniles y rojizas cuando adultas. (Artigas,1994)

A los veinte días después del desove aparecen las mosquitas saltonas, de 7 a 9 mm, con 13 segmentos antenales. Durante el tercer estado ninfal aumentan a 19-20 segmentos. A los cincuenta días del desove aparecen los adultos, los cuales viven por lo menos 6 a 7 meses. Esta especie presenta una sola generación al año. (Figura 9)

DAÑOS

Es una especie polífaga, consume vegetación de todo tipo, herbáceas, árboles frutales y ornamentales han sido afectados por este insecto. Entre los árboles forestales, el eucalipto es de su preferencia. Las coníferas no son muy apetecidas por este insecto, ya que son aparentemente tóxicas. En general consume hojas y tallos de plantas y árboles.

DISTRIBUCIÓN

Esta especie se encuentra en América del Norte y Sudamérica. En Chile se distribuye entre la Región de Arica y Parinacota y la Región de la Araucanía. (SAG,2004)

CONTROL

En Chile, no presenta importancia económica para el Eucaliptus, por lo que no se registra control oficial. Se conocen algunos enemigos naturales utilizados en el control biológico, entre ellos se encuentran *Delia cilicrura*, *Delia sanctijocabi*, *Puliciphora pectinata*, *Ceracia dentata*, *Podisus nigrolimbatus*, *Hexameris acridiorum*, *Gregarina paranensis*, *Coccobacillus acridiorum*, *Entomophora grylli* y algunas aves como *Milvago chimango*. (Artigas, 1994)

***CTENARYTAINA EUCALYPTI* MASKELL (HEMIPTERA:PSYLLIDAE)**
PSÍLIDO DEL EUCALIPTO, PULGÓN DEL EUCALIPTO



Figura 10: Adulto de *Ctenarytaina eucalypti* (Foto: L. Cerda)

1.2 Succionadores

1.2.1 *CTENARYTAINA EUCALYPTI* MASKELL (HEMIPTERA: PSYLLIDAE)

PSÍLIDO DEL EUCALIPTO, PULGÓN DEL EUCALIPTO

DESCRIPCIÓN

Los adultos miden entre 1,5 y 2 mm de longitud, de color verde grisáceo opaco, los adultos poseen dos pares de alas membranosas, transparentes levemente grisáceas (asemejan a diminutas chicharras), cuando se sienten amenazadas, dan pequeños saltos acompañados de vuelos cortos en forma zigzagante (Troncoso, 2011). (Figura 10)

Los huevos son alargados, miden en promedio 0,4 mm de largo por 0,16 mm de ancho, de color amarillento y luego anaranjados próximos a la eclosión. Son depositados en yemas axilares o en la base de las hojas terminales y secundariamente en tallos. Las hembras oviponen 60 huevos en promedio.

Las ninfas presentan cinco estadios, siendo amarillas en los dos primeros, hasta tornarse café oscuro en el último, se alimentan sobre brotes, hojas y tallos juveniles, produciendo filamentos algodonosos a partir del tercer estadio (Zondag, 1982).

DISTRIBUCIÓN

Se le puede encontrar en todo el territorio nacional, específicamente asociada a especies del género *Eucalyptus* (Olivares, 2000; Meza y Baldini, 2001).

El ciclo de vida de *C. eucalypti*, se completa aproximadamente a los 23 días a temperaturas mínima y máxima promedios de 14 y 24 °C respectivamente, por lo que se pueden encontrar los distintos estados de desarrollo durante todo el año (Troncoso, 2011).

DAÑOS

La acción de este insecto se ejerce principalmente sobre *E. globulus*, pero también se presenta sobre otros miembros del género *Eucalyptus* dentro de los que se encuentran, *E. nitens*, *E. bicostata*, *E. cinerea*, *E. gunnii*, *E. maidenii*, entre otros.



Figura 11: Adulto de *Psyllaephagus pilosus*, biocontrolador de *C. eucalypti* (Foto: J. Ramos)

El ataque de este insecto es efectuado por ninfas y adultos los que con su aparato bucal, succionan la savia de hojas juveniles y brotes tiernos, los signos son: la desecación de hojas, las que se retuercen y adquieren una coloración grisácea negruzca, además en casos de ataques severos, se ha observado la destrucción de brotes. Secundariamente y debido a una secreción azucarada producida por el insecto, las hojas atacadas son colonizadas por hongos del tipo fumago, dando una apariencia de polvillo negro sobre éstas, disminuyendo la capacidad fotosintética de las plantas. El principal síntoma es el retado general del crecimiento. (Sáiz et al., 2003).

■ CONTROL

Se han practicado aplicaciones químicas con resultados poco eficientes, debido al corto efecto residual de los productos y la resistencia a los insecticidas que han desarrollado algunas poblaciones de *C. eucalypti* sometidas a aplicaciones reiteradas (Bertaux et al., 1996; Malausa, 1998; Chauzat, 2000; Sáiz et al., 2003).

El uso de controladores biológicos, como es el caso del parasitoide *Psyllaephagus pilosus* Noyes (Hymenoptera: Encyrtidae), a mostrado ejercer una notable reducción global de las poblaciones de *C. eucalypti* (Rodríguez y Sáiz, 2006). (Figura 11).

GLYCASPIS BRIMBLECOMBEI MOORE (HEMIPTERA: PSYLLIDAE)
PSÍLIDO DE LOS EUCALIPTOS ROJOS



Figura 12: Adulto de *Glycaspis brimblecombei*
(Foto: D. Núñez)



Figura 13: Hoja de Eucalipto afectada por *Glycaspis brimblecombei*
(Foto: C. Carreño)

1.2.2 GLYCASPIS BRIMBLECOMBEI MOORE (HEMIPTERA: PSYLLIDAE)

PSÍLIDO DE LOS EUCALIPTOS ROJOS

DESCRIPCIÓN

Los adultos (Figura 12) son insectos fitófagos, succionadores de savia, de longitud comprendida entre 1 y 5 mm, de color verde con áreas amarillo anaranjadas (Dahsten et al., 2003). Lo que distingue a esta especie, de otros psílidos en estado adulto es la presencia de dos proyecciones frontales en la parte anterior de la cabeza, debajo de cada ojo, llamadas conos genales (Sánchez y González, 2005). Las hembras colocan los huevos, ovoides y de color amarillo brillante, en hileras o grupos sobre las hojas. En los primeros estadios de desarrollo las ninfas son de color amarillo anaranjado, con abdomen y alas vestigiales oscuras.

Se alimentan sobre las hojas y construyen, con las secreciones azucaradas, un escudo protector cónico, de color blanco cristalino llamado lerp, que puede alcanzar un diámetro de 3 mm y una altura de 2 mm, el que va aumentando de tamaño a medida que las ninfas crecen en su interior. Una vez que completan el ciclo de desarrollo bajo el lerp, los adultos voladores emergen para aparearse y así dar origen a un nuevo ciclo (Diodato y Venturini, 2007).

DISTRIBUCIÓN

Se distribuye desde la Región de Valparaíso hasta la Región de la Araucanía (Ide et al., 2006). En Australia el psílido tiene de dos a cuatro generaciones por año (Garrison, 2001). En áreas costeras templadas, todos los estados de desarrollo pueden encontrarse a lo largo del año (Garrison, 2001).

En Chile se ha establecido que en primavera y verano, la especie se demora aproximadamente un mes en completar su ciclo de vida, se comporta en forma muy similar a *Ctenarytaina eucalypti*, por lo que se encontraría presente con todos sus estados de desarrollo durante todo el año.

DAÑOS

Los síntomas provocados por estos insectos son la decoloración de las hojas, pérdida de follaje, muerte de brotes jóvenes. Esto trae como consecuencia la disminución del crecimiento (Carne y Taylor, 1984). Los síntomas directos sobre los árboles varían desde la defoliación, con distintos grados de severidad, desecamiento de brotes hasta la muerte de ramas o del árbol completo. (Figura 13) El ataque produce defoliación más o menos intensa, dependiendo de las poblaciones y puede hasta matar árboles que estén débiles o muy estresados por condiciones de sequía o nutrición.

En Chile sólo ha sido detectado en *E. camaldulensis*, usado principalmente como árbol urbano en parques, avenidas y jardines. Otra especie susceptible es *E. nitens*, mientras que en un grado de susceptibilidad media a baja se encuentran *E. globulus*, *E. grandis* y *E. viminalis* (Brennan et al., 2001; Garrison, 2001; Macias, 2001).

CONTROL

Se han practicado controles con insecticidas de contacto y sistémicos, con resultados variables y en ocasiones decepcionantes, por lo que se ha optado por el control biológico mediante el parasitoide *Psyllaephagus bliteus* Riek (Hymenoptera: Encyrtidae), el que ha dado resultados auspiciosos en los países en donde se ha practicado (Paine et al., 2000).

THAUMASTOCORIS PEREGRINUS CARPINTERO & DELLAPÉ
(HEMIPTERA: THAUMASTOCORIDAE) **CHINCHE DEL EUCALIPTO**



Figura 14: Adultos de *Thaumastocoris peregrinus* en hoja de eucalipto
(Foto: CONAF)



Figura 15: Hoja de Eucalipto afectada por *T. peregrinus* (Foto: R. Rasso)

1.2.3 *THAUMASTOCORIS PEREGRINUS* CARPINTERO & DELLAPÉ (HEMIPTERA: THAUMASTOCORIDAE)

CHINCHE DEL EUCALIPTO

DESCRIPCIÓN

Son insectos pequeños de 2 a 4 mm, chupadores de savia. Poseen hábitos gregarios, los adultos y ninfas se presentan en la misma hoja. Tienen un ciclo vital muy corto (35 días), lo que permite varias generaciones en un año. Cada hembra puede producir alrededor de 60 huevos, los que son puestos en cápsulas negras sobre las hojas de forma individual, pero se les encuentra generalmente dispersos, en un grupo que puede ser visto como una marca grande de color negro en la hoja. (Figura 14)

El follaje de un árbol infestado por *T. peregrinus* generalmente se observa a su vez de un color rojo marrón, pero progresivamente se extiende a toda la copa. Este efecto en la coloración se ha denominado en ocasiones como “bronceado de invierno” y/o “invierno die-back”. Aunque este fenómeno se produce durante todo el año, el bronceado de las hojas por lo general aparece cuando se presentan altos niveles de infestación de *T. peregrinus* (Martínez y Bianchi, 2010).

DISTRIBUCIÓN

Especie originaria de Australia y polivoltina, es posible encontrarla durante todo el año (Martínez y Bianchi, 2010). En Chile se encuentra en la Región Metropolitana y en la Región de O'Higgins (SAG, 2012).

DAÑOS

Estos insectos matan las hojas del hospedero, lo que provoca una reducción de la capacidad fotosintética del árbol, lo que implica un retraso en el crecimiento e incluso la muerte de los árboles severamente infestados. *T. peregrinus* parece ser capaz de alimentarse de las hojas de la mayoría de las especies de eucalipto que se cultivan comercialmente como son: *E. grandis*, *E. dunnii*, *E. macarthurii* y *E. smithii* (Jacob y Naser, 2005; Bouvet y Vaccaro, 2006). (Figura 15)

CONTROL

Las opciones de control son pocas, el control químico resulta difícil ya que no hay productos registrados para estas chinches. Además la penetración de los insecticidas donde se ubica la plaga dentro del árbol es difícil, la rapidez de dispersión de este insecto es alta, también los productos químicos causan impacto sobre los enemigos naturales de otras plagas y el ambiente, en términos económicos la aplicación de productos químicos en forestaciones es inviable (Bouvet y Vaccaro, 2006).

En Chile, se utilizó el control biológico, mediante *Cleruchoides noackae* (Hymenoptera: Mymaridae), parasitoide de huevos, lográndose hasta la fecha su establecimiento, lo que corresponde al primer evento exitoso de introducción en América y en el mundo (SAG, 2010).

OLIGONYCHUS VITIS ZAHER & SHEHATA (ACARINA: TETRANYCHIDAE)
ARAÑITA ROJA DE LA UVA DE MESA



Figura 16: Hembra adulta de *Oligonychus vitis* (Foto: R. González)

1.2.4 OLIGONYCHUS VITIS ZAHER & SHEHATA (ACARINA: TETRANYCHIDAE)

ARAÑITA ROJA DE LA UVA DE MESA

DESCRIPCIÓN

La hembra de *Oligonychus vitis* es pequeña, de cuerpo globoso de color rojo oscuro, más anaranjado hacia el tercio anterior. Posee doce pares de setas dorsales blancas que no nacen de tubérculos, sus patas y rostro son de un color anaranjado. El macho es de menor tamaño que la hembra, su aparato genital (edeago) se dobla en ángulo recto, angostándose gradualmente hacia la punta. (Gonzalez, 2007)

Los huevos son de forma esférica, de superficie lisa, poseen un color rojo que se va oscureciendo gradualmente a medida que avanza el tiempo de incubación. Están provistos de un pedicelo dorsal muy frágil, corto y flexible. Estos huevos son depositados sobre las nervaduras principales en el haz de la hoja. (Gonzalez, 2007) (Figura 16)

DISTRIBUCIÓN

Originaria del norte de África, desde Algeria a Egipto. En Chile su distribución va desde la Región de Atacama hasta la Región del Maule y entre la Región del Maule y Los Lagos. Es más abundante en la Región de Atacama, cuando esta asociado a uva de mesa. (Koch y Waterhouse, 2000) (Gonzalez, 2007)

DAÑOS

Su importancia económica es secundaria. Provoca daños en parronales y uva de mesa, *Eucalyptus* spp y *Pyracantha*. Su daño es considerado de importancia económica solo en la Región de Atacama, cuando se asocia a la uva de mesa. (Gonzalez, 2007)

El ataque de las ninfas se inicia en ambos lados de las nervaduras, donde también quedan adheridas las mudas, en forma de exuvios blancos, quedando una capa de polvillo blanco y partículas terrosas en la superficie de la hoja. Como resultado, se produce un fuerte bronceado en la cara superior de las hojas más viejas, principalmente cuando el verano finaliza. (Gonzalez, 2007)

CONTROL

Comúnmente la arañita es controlada por un complejo de depredadores Coccinélidos (*Stethorus* sp), Estafilínidos (*Oligota* sp) y Fitoseíidos (*Amblyseius* sp). (Gonzalez, 2007)

OLIGONYCHUS YOTHERSI MC GREGOR (ACARINA: TETRANYCHIDAE)
ARAÑITA ROJA DEL PALTO



Figura 17: Adulto de *Oligonychus yothersi* (Foto: R. Gonzalez)

1.2.5 OLIGONYCHUS YOTHERSI Mc GREGOR (ACARINA: TETRANYCHIDAE)

ARAÑITA ROJA DEL PALTO

🕒 DESCRIPCIÓN

Oligonychus yothersi posee un marcado dimorfismo sexual, La hembra es pequeña de color rojo oscuro con margen anterior del propodosoma, de patas cortas y de color anaranjado, las cuales están insertas en el podosoma. Tiene un aspecto muy similar a las hembras de *O. vitis*. La tibia I con 7 setas táctiles, el tarso I con 4 setas táctiles cerca de los púlpex. Esta posee un opisthosoma más ovalado y grueso que el del macho. (González, 2007) (Figura 17)

Los machos son de color rojo más claro y con forma más alargada, un poco más pequeños que las hembras, sus pares de patas son mas cortas que las de la hembra. Es de características similares al macho de *O. vitis*, diferenciándose en el tamaño del edeago, cuyo extremo vertical tiene casi el doble del tamaño del brazo horizontal (González, 2007)

Sus huevos son de forma aglobada, de color ámbar con manchas oscuras y poseen un pedicelo dorsal frágil de color blanco, muy laxo. Son depositados aisladamente a lo largo de la nervadura superior de la hoja. El ataque produce el característico bronceado que se manifiesta hacia el otoño.

Sus larvas, cuando recién emergen poseen un color amarillo con dos puntos rojos sobre el gnatosoma y uno sobre el dorso del podosoma. Se diferencia de otros estados por tener tres pares de patas (González, 2007).

Sus ninfas presentan dos estados, cada uno posee cuatro pares de patas, que les permiten desplazarse. Tienen una forma mas ovalada que las larvas. Estas son muy similares al adulto pero de menor tamaño. Los estados ninfales están precedidos por los siguientes estados quiescentes: protocrisalida, deutocrisalida y teliocrisalida (Gonzalez, 2007)

🌍 DISTRIBUCIÓN

Tiene distribución Neotropical, Nearctica y Asiática. En Chile se encuentra desde la Región de Atacama a la Región del Maule y en las Regiones de La Araucanía y Los Lagos (Koch y Waterhouse, 2000; González, 2007).

🐛 DAÑOS

De importancia económica secundaria. Se asocia a hospederos como manzanos abandonados, membrillo, sauce negro (*Salix chilensis*) y muy raramente en eucaliptos. El daño provocado es un resultado de su forma de alimentación, provocando una decoloración en el haz de las hojas, las cuales se tornan de un color café-pardo. Esta acción provoca una reducción en la capacidad fotosintética en el hospedero. El daño inicial corresponde a una leve decoloración en la nervadura central de la hoja, extendiéndose a las nervaduras secundarias. Un ataque muy severo de este insecto puede provocar defoliación parcial en los árboles (González, 2007).

📦 CONTROL

Comúnmente la arañita es controlada por *Oligota pygmaea* Solier. (González, 2007)

SAISSETIA OLEAE OLIVIER (HEMIPTERA: COCCIDAE)
CONCHUELA NEGRA DEL OLIVO



Figura 18: Adulto de *Saissetia oleae* (Foto: R. Gill)

CONCHUELA NEGRA DEL OLIVO

DESCRIPCIÓN

Sus hembras adultas tienen caparazón semiesférico de forma casi ovalada, de aproximadamente 3,5 mm de diámetro y 3 mm de alto. Posee un tegumento color marrón oscuro a negro y se caracteriza por tener una figura con relieve en forma de H. (Artigas, 1994; Vásquez, 2002)

Sus huevos son de color salmón o rosado, de 0,2-0,3 mm. Las ninfas son de color pardo claro o salmón y van oscureciendo a medida que mudan, de 0,5 mm hasta 3 mm de largo según el estado ninfal. Cumplen por lo general una generación anual. Pasan el invierno como ninfa de segundo estadio, en el envés de la hoja, a lo largo de la nervadura central.

Los machos son muy escasos, ya que este insecto tiene una reproducción partenogenética, estos son de forma muy diferente a las hembras. Se originan a partir de ninfas más alargadas, desde donde emerge un pequeño individuo alado (Ripa et al, 2003) (Figura 18)

DISTRIBUCIÓN

Es una especie cosmopolita, especialmente Holártica, Etiópica y Neotropical, en Chile se encuentra desde la Región de Arica y Parinacota hasta la Región de Aysén, incluida la Isla de Pascua. (Artigas, 1994, Koch y Waterhouse, 2000; Vásquez, 2002)

DAÑOS

Los síntomas característicos de esta plaga son la presencia de cochinillas adultas sobre brotes y hojas, la apariencia brillante del árbol por la melaza que produce el insecto y la coloración ennegrecida que adquiere el árbol al desarrollarse el hongo que produce la fumagina. (Artigas, 1994; Ripa et al, 2004)

El rasgo más peculiar es la costra negra que se produce en las ramas y hojas, disminuyendo la fotosíntesis y la respiración. Junto a este, el líquido que produce también es apetecible para la mosca del olivo. En cuanto a los daños directos destacar que al ser insectos chupadores causan graves daños al árbol. (Vásquez, 2002)

CONTROL

En Chile se han encontrado atacando a esta plaga enemigos naturales tales como *Scutellista caerulea*, *Metaphycus lounsburyi*, *Metaphycus helvolus*, *Metaphycus flavus*, *Coccophagus caridei*, *Coccophagus capensis*, *Ammonoencyrtus bonariensis* y *Karnyothrips flavipes*. (Artigas, 1994)

Para utilizar productos químicos debe hacerse el tratamiento cuando el insecto está en estado juvenil, que es cuando no tiene protección, siendo las ninfas de primer y segundo estadio las más susceptibles. En la zona central, esto ocurre desde fines de febrero a mediados de marzo. Las hembras adultas, sobre todo cuando tienen huevecillos, son muy resistentes a los tratamientos (Ripa y Rodríguez, 1998). El momento más propicio para efectuar el control químico de la Conchuela Negra del Olivo corresponde al período inmediatamente posterior a la máxima eclosión de sus huevecillos.

Curkovic y col. (1993) indican que en Chile la Conchuela Negra del Olivo se controla frecuentemente con insecticidas organofosforados como paratión, clorpirifós, metidatión y diazinón.

CHILECOMADIA VALDIVIANA PHILIPPI (LEPIDOPTERA: COSSIDAE)
GUSANO DEL TEBO



Figura 19: Adulto de *Chilecomedia valdiviana*
(Foto: Colección insectos MNHN)



Fig. 20: Galerías provocadas por larvas de *Ch. valdiviana* (Foto: L. Cerda)

1.3 Barrenadores

1.3.1 CHILECOMADIA VALDIVIANA PHILIPPI (LEPIDOPTERA: COSSIDAE)

GUSANO DEL TEBO

🔍 DESCRIPCIÓN

El adulto corresponde a una mariposa de hábitos nocturnos, de tamaño medio (35 mm. aproximadamente), posee abdomen robusto, las alas durante el reposo son colocadas en forma de un techo de dos aguas a ambos lados del cuerpo. Cabeza densamente pilosa, gris cenicienta. Los huevos son de forma ovalada y miden 1,3 mm en su diámetro mayor, reticulados y de color moreno oscuro. (Figura 19)

Las larvas son levemente aplanadas, pueden llegar a medir de 30 a 38 mm de largo al final de su desarrollo. La cabeza es de color castaño oscuro y el primer segmento torácico, muestra dos placas quitinosas de color castaño claro; el resto del cuerpo es encarnado.

Las pupas poseen segmentos abdominales móviles a partir del tercero, coronados por anillos de espinas, sin estructuras cefálicas para romper la cámara pupal y tapa de aserrín y seda que cubre el orificio de salida, son de color castaño claro a castaño rojizo midiendo entre 20 y 26 mm de longitud (Ureta, 1959; Gentili, 1989).

🌍 DISTRIBUCIÓN

En plantaciones de *E. nitens*, los adultos se presentan desde mediados de agosto hasta mediados de febrero, durante este período se pueden encontrar los huevos y los primeros estadios larvales, la fase de larva se extiende durante todo el año. El estado de pupa se puede encontrar desde mayo hasta fines de enero (Cerde, 1996). Se reconoce a *Ch. valdiviana* como insecto nativo de Chile, encontrándose distribuido desde la Región de Coquimbo a la Región de Magallanes y la Antártica chilena (Ureta, 1959).

🪲 DAÑOS

Los daños ocasionado por *Ch. valdiviana*, se encuentran en una gama de hospedantes, tanto nativos, principalmente Ñirre, Lenga y Tebo, así como en frutales y ornamentales introducidos (Silva, 1915; Ureta, 1959). En plantaciones forestales se ha detectado en *Eucalyptus nitens*, en árboles de 4.0 cm de DAP en adelante y sin restricciones en cuanto a la altura, encontrándose ataques por sobre los 12 m. Los signos típicos son galerías larvales en forma agrupada, las cuales transforman la zona o área afectada del fuste, en un punto de quiebre, o fractura del mismo por efecto del viento, principalmente en plantaciones jóvenes. Acumulación de aserrín grueso al pie del árbol y escurrimiento de savia desde las perforaciones iniciales realizadas por las larvas (Cerde, 1996). (Figura 20) Otro de los efectos del ataque de este insecto es el ingreso de hongos a la madera, provocando el manchado y pudrición central del fuste. Cuando el ataque se ha producido en temporadas anteriores, los árboles atacados presentan dentro de los síntomas, un notable ennegrecimiento del fuste debido a la acción de complejos fungos. *Ch. valdiviana* muestra una clara tendencia a reinfestar los árboles ya atacados en la o las temporadas anteriores, magnificándose el daño, el cual cuando se presenta en sucesivas temporadas puede provocar la muerte del árbol (Cerde, 1996; Troncoso, 1997).

🛡️ CONTROL

Si bien no hay antecedentes sobre la aplicación de esquemas de control de éste insecto en plantaciones forestales, un estudio sobre su control mediante la técnica del árbol cebo, concluyó que este método posee un alto grado de efectividad (Troncoso, 2005). En forma preventiva se recomienda no realizar prácticas silvícolas de poda, en los meses comprendidos entre octubre y marzo, periodo en el que se produce el vuelo y ovipostura de las hembras (Troncoso, 2005).

PHORACANTHA SEMIPUNCTATA FABRICIUS
(COLEOPTERA: CERAMBYCIDAE)



Figura 21: Adulto de *Phoracantha semipunctata* (Foto: A. Alvarado)

1.3.2 PHORACANTHA SEMIPUNCTATA FABRICIUS (COLEOPTERA: CERAMBYCIDAE)

DESCRIPCIÓN

El adulto es alargado, algo deprimido dorsoventralmente. Mide entre 10 a 29 mm de largo. Las antenas sobrepasan el largo del cuerpo, siendo más prolongadas en el caso de los machos (Barría, Curkovic y González, 1994).

El cuerpo es de color café oscuro y brillante, con una mancha café amarillenta transversal en los élitros y dos puntuaciones semicirculares, del mismo color, al final de ellos (Cogollor, 1986). En el extremo apical de cada élitro posee una mancha semielíptica de color amarillo pajiza, hallándose ésta acabada por dos espinitas negras, siendo de menor tamaño las situadas en la unión de la sutura terminal (Cogollor, 1986).

El huevo es de aproximadamente 2,5 mm de forma oval lanceolada de color amarillento, de textura blanda y gelatinosa. Las larvas son cerambiciformes, de color blanco, fuertemente deprimidas, sin pelos, al final de su desarrollo pueden alcanzar los 35 mm de largo (Artigas, 1994). La pupa es libre, de color blanco crema, de 20 a 30 mm de longitud, su apariencia es muy similar al adulto pero con una cubierta transparente y frágil (Nova, 1997). (Figura 21)



Figura 22: Daño provocado por *P. semipunctata* en fuste de *E. globulus*
(Foto: D. Núñez)

DISTRIBUCIÓN

Los estados adultos de esta especie se presentan desde octubre hasta abril, las larvas desde comienzos de enero hasta mediados de octubre, huevos desde mediados de octubre hasta mediados de abril y pupas desde mediados de septiembre hasta fines de febrero (Artigas, 1994). En Chile *P. semipunctata* se distribuye desde la Región de Atacama a la Región de Los Ríos. (SAG, 2004)

DAÑOS

Las larvas de este insecto perforan el tejido del hospedero, en grietas, bordes de nudos, entre la corteza nueva y antigua semidesprendida o heridas. Una vez que llegan al tejido vivo, penetran y se desarrollan a través del cambium, floema y al final del estado de larva en el xilema. Durante el primer año de ataque mueren los árboles más débiles. En el segundo año mueren árboles vigorosos (González, 1984; Cogollor, 1986). (Figura 22)



Figura 23: Técnica del árbol cebo con trozas cubiertas con ramas utilizado para control de *P. semipunctata* (Foto: J. Ulloa)

Las especies de *Eucalyptus* más susceptibles al ataque son: *E. globulus*, *E. grandis*, *E. diversicolor*, *E. viminalis*, *E. nitens* y *E. saligna*. Entre las de mayor resistencia se encuentran: *E. trautmanii*, *E. citriodora*, *E. dalyripleana*, *E. sideroxylon*, *E. camaldulensis*, *E. cladocalyx* y *E. robusta*.

■ CONTROL

La aplicación de insecticidas no es recomendable, debido al extenso periodo de emergencia de los adultos, los insecticidas de contacto no pueden alcanzar a las larvas al interior de ramas y fuste, además del elevado costo que conlleva esta práctica (Barria, Curkovic y González, 1994).

Con buenos resultados se ha practicado la técnica del árbol cebo, tanto en pie (mediante el anillamiento de árboles suprimidos), como en trozas cubiertas por ramas, los que se recomienda instalarlos a principio de noviembre y con una renovación cada 30 días hasta fines de marzo, para luego retirarlos y eliminarlos durante el invierno (Nova, 1997). (Figura 23)

PHORACANTHA RECURVA NEWMAN (COLEOPTERA: CERAMBYCIDAE)
TALADRADOR DEL EUCALIPTO



Figura 24: Adulto de *Phoracantha recurva* (Foto: A. Alvarado)

1.3.3 PHORACANTHA RECURVA NEWMAN (COLEOPTERA: CERAMBYCIDAE)

TALADRADOR DEL EUCALIPTO

DESCRIPCIÓN

Los adultos son de aproximadamente 14 a 30 mm, de color marrón oscuro y amarillo (brillantes), con áreas de color crema en los élitros. Los élitros de *P. recurva* son en su mayoría de color crema amarillento oscuro, con zonas marrones principalmente hacia la parte posterior. Largos y densos pelos de color oro se puede encontrar en la parte inferior de cada segmento de las antenas, las que usualmente son mas largas que el cuerpo. Las larvas maduras son de color blanco amarillento y con el extremo de la cabeza de color negro, apodas y pueden medir más de 25 mm de largo en la plenitud de su desarrollo. Los huevos son ovoides y de color amarillo pálido (Pinar, 2003). (Figura 24)

Las hembras son atraídas por los árboles estresados o recién cortados, donde ponen sus huevos en grupos bajo la corteza suelta. Las larvas cavan una galería entre la corteza y en el cambium. La alimentación de las larvas puede matar rápidamente a los árboles o causar un daño significativo a la madera. Toman de 2 a 6 meses para completar su desarrollo, en función de las condi-



Figura 25: *Avetianella longoi*, parasitoide de huevos de *Phoracantha recurva* (Foto: R. Ramos)

ciones de humedad y temperatura ambiental. Inicialmente el daño se produce en el floema y posteriormente, cuando la larva llega a su desarrollo máximo, ésta alcanza al xilema, donde se produce el estado de pupa, al término del cual el adulto emerge y sale al exterior. Los adultos viven durante varias semanas (Dourojeanni, 2010).

DISTRIBUCIÓN

Los estados adultos desde octubre hasta abril, las larvas desde comienzos de enero hasta mediados de octubre, huevos desde mediados de octubre hasta mediados de abril y pupas desde mediados de septiembre hasta fines de febrero (Artigas, 1994). *P. recurva* se encuentra distribuida desde la Región de Valparaíso a la Región del Biobío. Siempre asociada a plantaciones de *Eucalyptus globulus* y a *E. camaldulensis*.

DAÑOS

Este insecto tienden a atacar árboles dañados o estresados, los vigorosos y con buena disponibilidad de agua rara vez son atacados a pesar de que en casos excepcionales se puede producir. La presencia de agujeros en la corteza y las manchas de secreción en las ramas o troncos son signos comunes de ataque de estos taladradores. Los síntomas se aprecian en el follaje, el que puede sufrir decoloración y marchitez, también se puede presentar muerte regresiva. La alimentación de las larvas y las galerías resultantes pueden producir anillamiento en los árboles lo que puede causarle la muerte en unas pocas semanas.

Las especies más susceptibles al ataque de *P. recurva* son: *E. blakelyi*, *E. camaldulensis*, *E. cinerea*, *E. cladocalyx*, *E. globulus*, *E. gomphocephala*, *E. grandis*, *E. intermedia*, *E. lehmanni*, *E. maculata*, *E. maidenii*, *E. melliodora*, *E. nova-anglica*, *E. ovata*, *E. polyanthemom*, *E. sideroxylon*, *E. tereticornis* y *E. viminalis* (Dourojeanni, 2010).

■ CONTROL

En general, los insecticidas organoclorados y organofosforados son eficaces contra el insecto, pero no son selectivos, lo cual supone una cierta peligrosidad para la fauna útil (abejas, entomófagos) y para el hombre. Además, las emergencias de adultos se distribuyen a lo largo de varias semanas, lo cual exige aplicaciones repetidas y por tanto un mayor costo y mayor contaminación (Yousfi, 1989).

Sobre el control biológico existen antecedentes en Australia mediante *Trogodendron fasciculatum* Schreiber (Coleóptera: Claridae), ejerce un buen control sobre *Phoracantha recurva* Newman. También se ha identificado a *Iphiaulax rubricep* Frogg., *I. phoracanthae* Frogg. e *I. morleyi* Frogg. (Hymenoptera: Braconinae) que actúan como parásitos del género *Phoracantha* (Dourojeanni, 2010). En Chile, se practica el manejo integrado de la plaga con énfasis en el control biológico, el cual se ejerce mediante el parasitoide de huevos *Avetianella longoi* (Hymenoptera: Encyrtidae), parasitoide con alta capacidad de dispersión (Hanks et al., 1995). (Figura 25)

TETTIGADES SP. (HOMOPTERA: CICADIDAE)
CHICHARRA



Figura 26: Adulto de *Tettigades* sp (Foto: C. Carreño)



Fig. 27: Daño provocado por adulto Hembra de *Tettigades* sp. (Foto: C. Carreño)

1.3.4 *TETTIGADES* SP. (HOMOPTERA: CICADIDAE)

CHICHARRA

DESCRIPCIÓN

Los Adultos miden entre 2,0 y 3,5 cm de longitud. De forma triangular, cabeza y ojos grandes. Alas membranosas con gruesas venas oscuras, Tórax negro con bordes posteriores rojizos cubierto de pelos. Los adultos en general viven de 15 a 30 días, los machos mueren pocas horas después de la copula y las hembras corren la misma suerte después de ovopositar. Los huevos, de 2 mm de largo, son alargados y de color rojizo (Artigas, 1994). (Figura 26)

Las ninfas subterráneas son de cuerpo curvado, de color café-verdoso. Las hembras ponen sus huevos de aproximadamente 2 mm de largo en ramas delgadas. La hembra introduce su ovipositor en el leño hasta el xilema, ahí pone los huevos en grupos de 10 a 20 por grupo, inicialmente poseen un color amarillento para luego pasar a un color rojizo (Artigas, 1994).

Poseen 4 estadios ninfales y un ciclo subterráneo que dura unos 2 o 3 años. Una vez emergidos los estados juveniles caen al suelo y se entierran para alimentarse de la savia de las raíces. Esta vida subterránea puede ser por mucho tiempo, ya que puede durar de 4 a 17 años dependiendo de las especies. Se pueden encontrar en una gran diversidad de ambientes (Artigas, 1994).

DISTRIBUCIÓN

Los huevos de esta especie se encuentran presentes entre noviembre y comienzos de marzo, las ninfas entre marzo y abril y los adultos aparecen de noviembre a febrero (Artigas, 1994).

Este insecto es de amplia distribución, sin embargo, una de las especies más comunes *Tettigades chilensis* se la encuentra en casi todo el territorio nacional, González (1989) la cita desde la Región de Coquimbo hasta la región del Biobío, mientras que Artigas (1994) logra ampliar su distribución a la Región de Los Lagos y un año más tarde, Huerta (2006), la citan desde la Región de Atacama hasta la Región de los Ríos (Valdivia).

DAÑOS

El daño es provocado por la hembra, quien al poner sus huevos debe realizar una inserción sucesiva del aparato ovipositor en el sentido vertical del tallo, generando lesiones en forma de piquetes en línea, afectando los tejidos de conducción (Artigas, 1994; Parra et al., 1999) (Figura 27). Parra (1997), señaló que su daño puede ser aún mayor en individuos jóvenes, pudiendo llegar a causar el anillamiento total y la muerte de la planta. La intensidad del daño está en función del diámetro y de la altura promedio alcanzada por las heridas de oviposición (Parra y González, 1998). Si bien el daño de la chicharra puede terminar con el anillamiento de ramas, estos mismos autores, dan cuenta de una serie de efectos en el tallo, como son: cicatrizado, quebrado, curvo, doble y multiflecha, llevando al hospedero a la depreciación de su valor comercial. Los hospederos más comunes son: *E. nitens*, *E. globulus*, especies frutícolas y nativas (González, 1989; Artigas, 1994; Parra y González, 1998).

CONTROL

No existen antecedentes sobre control de estos insectos en plantaciones forestales, tampoco se han encontrado parasitoides para esta especie (Artigas, 1994).

POROTERMES QUADRICOLLIS RAMBUR (ISOPTERA: TERMOPSIDAE)
TERMITAS DE LA MADERA HÚMEDA



Figura 28: Adulto alado de *Porotermes quadricollis*
(Foto: L Cerda)



Fig. 29: Colonia de *P. quadricollis* en trozo de madera muerta. (Foto: Ch. Vidal)

1.4 Termitas

1.4.1 *POROTERMES QUADRICOLLIS* RAMBUR (ISOPTERA: TERMOPSIDAE)

TERMITAS DE LA MADERA HÚMEDA

DESCRIPCIÓN

Son insectos que viven en sociedad, la colonia la conforman las castas aladas, obreras y soldados. El adulto alado mide hasta 9 mm y cada ala hasta 20 mm de largo, pueden ser machos o hembras y ambos son sexualmente viables. Las obreras presentan la cabeza pequeña, con ojos bien desarrollados, ubicados detrás de las antenas. Los soldados presentan la cabeza más grande y quitinizada, de coloración café amarillento con las mandíbulas bien desarrolladas, tanto las obreras como los soldados son estériles. La casta voladora, vuela cuando las condiciones del medio exterior son cálidas y húmedas. Luego de formar parejas, pierden sus alas y se introducen en grietas u orificios de maderas húmedas para comenzar la formación de una nueva colonia (Artigas, 1994). (Figura 28)

DISTRIBUCIÓN

Los adultos voladores de este insecto se concentran entre los meses de diciembre y abril, el resto de los integrantes de las distintas castas de la colonia, están presentes durante todo el año, cumpliendo sus tareas específicas dentro del termitero (Artigas, 1994). Se reconoce a esta especie como nativa de Chile y su distribución va desde la Región de Valparaíso a la Región de Magallanes y de la Antártica Chilena (Artigas, 1994).

DAÑOS

Sus efectos se asocian principalmente a maderas en servicio, blandas y duras con alto contenido de humedad, troncos y árboles caídos o muertos en pie. El daño consiste en galerías laminares en todo tipo de madera sin tratamiento y con alta humedad (Artigas, 1994). Se han detectado daños sobre la especie del género *Eucalyptus* (Artigas y Villán, 2009). Reportes de ataques sobre *E. nitens*, han mencionado que los árboles atacados son asintomáticos ya que las termitas consumen la parte interna del árbol que ya se ha sellado y no presenta células vivas o vascularizadas, por lo que el daño es sólo detectable una vez que se ha volteado el árbol en la cosecha o en el raleo (Troncoso, 1999). (Figura 29)

CONTROL

No existen antecedentes sobre el control de termitas en plantaciones de eucalipto, sin embargo, una medida preventiva consiste en el manejo químico de tocones, de especies nativas o de pino, preexistentes en el lugar donde se establecerá una nueva plantación, o la extracción de estos ya que los insectos llegan atraídos por los tocones después de una cosecha de *Pinus radiata* o de alguna especie nativa, desarrollando colonias que posteriormente infestaran la plantación de *E. nitens* establecida, cuando ésta posea diámetros atractivos para la colonia (Troncoso, 1999).

THRIPS AUSTRALIS BAGNALL (THYSANOPTERA: THIRIPIDAE)
TRIPS DEL EUCALIPTO



Figura 30: Esquema de Adulto de *Thrips australis*
(Foto: D. Núñez)

1.5 Dañadores de Flores

1.5.1 THRIPS AUSTRALIS BAGNALL (THYSANOPTERA: THIRIPIDAE)

TRIPS DEL EUCALIPTO

🔍 DESCRIPCIÓN

En general el largo de los adultos es de 1.5 mm de largo, de color grisáceo con tonalidades de castaño claro a amarillento. Poseen una cabeza mas ancha que larga, con dos pares de cerdas interoculares, de mejillas redondeadas. Tanto el macho como la hembra tienen alas; poseen antenas de 7 segmentos, en donde los segmentos III y IV se muestran ligeramente mas estrechos hacia el ápice con forma de horquilla, el segmento VI es el mas largo de todos. El macho es de menor tamaño que la hembra, de color gris amarillento con el séptimo segmento antenal muy reducido y con áreas sensoriales bien definidas en los esternitos abdominales. (Artigas,1994; Minaei, 2012) (Figura 30)

🌍 DISTRIBUCIÓN

Originario de Australia, pero su distribución esta generalizada en todas aquellas zonas donde el Eucalyptus se desarrolla, desde la zona Holartica, Norte de África hasta América del Norte y del Sur, incluyendo California, Australia, Nueva Zelanda, Egipto, Chipre, Kenia, Palestina, además en Brasil y Costa Rica. En Chile se encuentra desde la Región de Atacama a la Región de Aysén. Asociado a *Eucalyptus globulus* en la Región de la Araucanía. (Artigas 1994; 2000; Mound y Masami, 2005; Minaei, 2012)

🐛 DAÑOS

Tiene un aparato bucal raedor con tres estiletes que les permiten lacerar el tejido vegetal e inyectar saliva causando la disolución de los contenidos celulares. Estos ascienden gracias a una bomba succionadora que poseen en la cabeza. Como consecuencia de la extracción del contenido celular se produce la entrada de aire a las células lo cual torna los tejidos con coloraciones argénteas y luego de un tiempo, castaños. A menudo los daños son acompañados de los excrementos que se visualizan como gotitas oscuras dispersas en los tejidos vegetales. Las hembras suelen cubrir las oviposiciones con estas sustancias excretadas (Artigas, 1994; Mound y Masami, 2005)

Tienen una marcada preferencia por los tejidos jóvenes hallándose los sobre hojas, tallos jóvenes, flores, yemas terminales y pequeños frutos. Si la intensidad del ataque es elevado, las áreas descoloridas se unen y las hojas se secan y caen prematuramente. Numerosas especies habitan en las estructuras florales deteriorando el aspecto estético de las flores, las cuales presentan típicas estriaciones. (Artigas, 1994; Mound y Masami, 2005)

Este insecto en prácticamente monófago sobre los eucaliptus, daña las flores provocando una disminución en el porcentaje de fecundación y cuaja.

📦 CONTROL

No se registra control biológico para el sector forestal debido a su baja importancia económica. Existe una larga lista de insecticidas, que deben ser aplicados temprano, con los volúmenes, picos y calidad de agua adecuados y a las dosis indicadas. Carbamatos, Piretroides, Neonicotinamidas, Avermectina, Lambdacialotrina combinada con Thiametoxan (Engeo), entre otros. Se debe recordar que la aplicación de insecticidas no permite controlar el 100% de la población, por lo que se debe monitorear la eficacia de cada aplicación. Las aplicaciones deben ser realizadas coincidiendo con los picos de actividad de los thrips durante el día. (Artigas, 1994; Carrizo et al., 2010).

**ARMILLARIA MELLEAE VAHL. (AGARICALES: PHYSALACRIACEAE)
(BASIDIOMICETES: PHYSALACRIACEAE)**

HONGOS COLOR MIEL



Figura 31: Cuerpos fructíferos de *Armillaria* sp en *Eucalyptus globulus*
(Foto: D. Núñez)

1.6 Enfermedades

1.6.1 *ARMILLARIA MELLEA* VAHL. (AGARICALES: PHYSALACRIACEAE) (BASIDIOMICETES: PHYSALACRIACEAE)

HONGOS COLOR MIEL

↳ DESCRIPCIÓN

Son hongos que crecen sobre la madera, típicamente en racimos. El sombrero (estructura reproductiva) es carnoso, de 5-12,5 cm de diámetro y un color marrón claro amarillento (como la miel), se encuentra recubierto de pequeñas escamas pardo amarillentas. Las láminas del sombrero son adherentes. El tallo puede tener a veces un anillo. Las esporas de todas las especies de *Armillaria* son blancas o amarillo claro. (Figura 31)

Por ser un patógeno del bosque puede ser muy destructivo. Es responsable de la enfermedad llamada “podredumbre blanca” que ataca las raíces de una amplia gama de hospederos leñosos. Su alto poder destructivo proviene del hecho que a diferencia de la mayoría de los hongos parásitos, no necesita moderar su crecimiento para evitar matar a la planta que los alojan, ya que continuarán creciendo utilizando la materia muerta (Morrison, 1981; Williams et al., 1998).

••• EPIDEMIOLOGÍA

A. mellea pueden vivir durante décadas en materiales leñosos. A partir de esta fuente de alimento, los hongos invaden hospederos vivos. La propagación se produce cuando los rizomorfos que están creciendo en el suelo, entran en contacto con las raíces sanas ó cuando las raíces infectadas entran en contacto con otras, que aún no han sido infectadas. Los rizomorfos pueden crecer a distancias de hasta 3 m, a través de las capas superiores del suelo, y penetran en las raíces mediante una combinación de presión mecánica y acción enzimática. El crecimiento de los rizomorfos y la capacidad de penetrar en las raíces, dependen del hongo específico, del tipo y cantidad de alimento, del ambiente del suelo y de la especie hospedadora (Williams et al., 1989).

Cuando las raíces infectadas contactan con otras no infectadas, el micelio del hongo invade las raíces no infectadas, sin la formación previa de rizomorfos. Este tipo de propagación es común en rodales densos, donde el contacto entre raíces es frecuente (Williams et al., 1989).

Cuando se cortan árboles vivos e infectados, *A. mellea* se propaga rápidamente a las zonas no colonizadas de las raíces y tocones. Como resultado, aumenta la disponibilidad de alimento y con esto se pueden generar nuevos focos de la enfermedad (Williams et al., 1989).

DISTRIBUCIÓN

En Chile su presencia se asocia a bosques y algunas plantaciones de la zona centro-sur. Los cuerpos fructíferos (setas o callampas) aparecen en otoño e invierno (entre mayo y julio) (Morrison, 1981; Williams et al., 1989). Se distribuye desde la Región del Maule a la Región de La Araucanía. (SAG.2004)

DAÑOS

La mortalidad es el resultado más frecuentemente de la infección, puede ser un grave problema en rodales destinados a madera, áreas de recreación o huertos semilleros. Los signos típicos son podredumbre de raíces y bajo su corteza se observa un micelio blanco, que más tarde se vuelve pardo y casi negro. En árboles muertos, donde la infección es muy antigua (varios años), aparecen durante el otoño setas del hongo. Suele atacar a árboles débiles. Los síntomas son detectables cuando el árbol comienza a marchitarse, y finalmente se secan del todo, al examinarlas presenta raíces y cuello podridos (Morrison, 1981; Williams et al., 1998).

CONTROL

Debido a que estos hongos son endémicos de muchos lugares y viven en una gran variedad de plantas hospederas, además de desechos de madera, su erradicación o la exclusión completa no es factible, la gestión debe estar dirigida a limitar la acumulación de inóculo del patógeno o reducir su impacto (Williams et al., 1998).

Donde existen árboles individuales de gran valor, fumigantes químicos tales como: cloropicrina y disulfuro de carbono, puede reducir el nivel de infestación.

Manejos culturales son una buena medida para hacer frente a *A. mellea*, en bosques comerciales. Las consideraciones de manejo incluyen (1) reforestación con una mezcla de especies ecológicamente adecuadas para el sitio, (2) mantener el crecimiento del árbol vigoroso, sin causar daño indebido a los suelos, (3) reducir al mínimo el estrés y las heridas de los árboles del cultivo y (4) reducir la fuente de alimentación del hongo, mediante el desarraigo de sistemas radiculares infectados (Morrison, 1981; Williams et al., 1998).

**BOTRYOSPHAERIA SP. (BOTRYOSPHAERIALES: BOTRYOSPHAERIACEAE)
(DOTHIDEOMYCETES: BOTRYOSPHAERIACEAE)**

CANCRO DEL EUCALIPTO



Figura 32: Cancro en fuste de *E. globulus* asociado a *Botryosphaeria* sp. (Foto: D. Núñez)



Figura 33: Cancro en fuste de *E. globulus* asociado a *Botryosphaeria* sp (Foto: A. Alvarado)

1.6.2 BOTRYOSPHAERIA SP. (BOTRYOSPHAERIALES: BOTRYOSPHAERIACEAE) (DOTHIDEOMYCETES: BOTRYOSPHAERIACEAE)

CANCRO DEL EUCALIPTO

DESCRIPCIÓN

Las especies de *Botryosphaeria* son consideradas como una amenaza significativa para la producción y la sostenibilidad de plantaciones de eucalipto. Son comunes y de amplia distribución en el mundo, conocidos por que causan cancros y muerte regresiva en muchas especies leñosas (Von Arx, 1987). *Botryosphaeria*, se caracteriza por la formación de cancros en las ramillas, brazos o eje de árboles jóvenes, provocando la muerte parcial o total de los tejidos afectados. Superficialmente la madera adquiere una coloración anaranjada, aparecen pequeñas protuberancias en forma abundante en los tejidos necróticos dando una textura áspera. Una de sus características principales es la presencia de un esporangio de origen sexual llamado asco. Este asco se caracteriza por tener un número determinado de esporas en su interior (número característico de cada especie). Ese grupo de esporas se llaman ascosporas (estructura fructífera). (Figura 32)

EPIDEMIOLOGÍA

La infestación se produce por heridas previas, inducidas o naturales, por lo general se asocia a individuos suprimidos o bajo estrés.

Una parte del ciclo de vida de estos hongos ha sido transportada como endófito, dentro de tejidos de plantas sanas (Smith et al., 1996). Por esta razón, su introducción en nuevos ambientes podría no ser detectada.

DISTRIBUCIÓN

El cancro se presenta durante todo el año, pero la dispersión del hongo, a fines del invierno y en primavera muy asociado a las lluvias y temperaturas cálidas (Shearer et al., 1987). Las diferentes especies de *Botryosphaeria* presentes que se asocian a *Eucalyptus* se pueden encontrar entre la Región de Valparaíso y la Región de Los Lagos; *B. obtusa* se distribuye entre las regiones del Maule y La Araucanía; *B. ribis* esta presente desde la Región de Valparaíso a la Región de Los Lagos. (SAG, 2004; Baldini Urrutia et al., 2003; SAG, 2012)

DAÑOS

Los signos más típicos son cancros en el fuste o en sitios de inserción de ramas y pecíolos. Los árboles afectados presentan síntomas de desecamiento foliar distal, por el anillamiento causado por los cancros, envés de hojas áspero, tipo papel de lija, haz bronceado y defoliación (Davison y Tay, 1983). Algunas especies, como por ejemplo, *B. ribis* ha sido asociado con el aborto de semillas en cápsulas, así como de enfermedades en hojas y tallos en eucaliptos en todo el mundo (Webb 1983, Shearer et al. 1987, Crous et al. 1989, Old et al. 1990).

Otra especie importante es *B. dothidea*, que provoca cancro áspero y muerte regresiva. (Zhou y Stanosz 2001; Slippers et al. 2004). (Figura 33)

CONTROL

No existen antecedentes publicados de prácticas de control sobre este género de hongos a escala operativa. Sin embargo, estudios realizados en *E. citriodora*, concluyeron que deficiencias de boro aumentaron la agresividad de *B. ribis* y ésta fue más intensa en la región basal y tallo de las plantas. Concentraciones foliares de 30 mg/kg fueron suficientes para disminuir la agresividad de este patógeno (De Arruda R., Gonçalves A. y Krüger T., 1998).

También se han llevado a cabo estudios de control químico, con buenos resultados en *B. protearum*, usando en condiciones de laboratorio y de terreno, fungicidas de contacto y sistémicos. Alcanzando niveles de control entre 20 y 85% con disminución en la ocurrencia de cancros, en el tallo de la planta *Protea magnifica*, (Denman et al., 2004).

BOTRYTIS CINEREA PERS (HELOTIALES: SCLEROTINIACEAE)
(LEOTIOMYCETES: SCLEROTINICAEAE)

MOHO GRIS



Figura 34: Micelios de *Botrytis cinerea* en plántula de *E. globulus*
(Foto: F. Cisterna)



Figura 35: Hoja de *E. globulus* afectada por acción de *Botrytis cinerea*
(Foto: C. Pacheco)

1.6.3 BOTRYTIS CINEREA PERS (HELOTIALES: SCLEROTINIACEAE) (LEOTIOMYCETES: SCLEROTINICAEAE)

MOHO GRIS

🔍 DESCRIPCIÓN

Este hongo es un parásito débil que generalmente se desarrolla sobre materia vegetal muerta. En su fase parasítica ataca preferentemente tejidos jóvenes. Las plantas enfermas presentan marchitez del ápice, el cual se dobla hacia el suelo. El tejido de la parte afectada se ennegrece y se recubre de micelio de color gris pardo, desarrollándose manchas pardo necróticas en las hojas y tallos. (Figura 34) Se puede observar el micelio del hongo en la zona alta de las plántulas en vivero, formando una pelusilla de color gris (Coley-Smith et al. 1980).

🌱 EPIDEMIOLOGÍA

Las plantas estresadas por alguna condición ambiental o que ha sufrido algún daño mecánico, son especialmente susceptibles a contraer la infección (Figueredo et al. 2001).

Este patógeno se puede encontrar en materia orgánica, desechos vegetales como hojas muertas, frutos caídos y semillas, por lo que la probabilidad de diseminación es alta, a través de la acción del viento y la lluvia (Pande et al. 2001; Barnes y Shaw 2003).

🌐 DISTRIBUCIÓN

Se presenta principalmente en viveros de plantas de Eucalipto, transformándose en un gran problema. Se puede encontrar durante el período otoño-invierno con temperaturas de 10 a 12 °C, en condiciones de alta humedad (Coley-Smith et al. 1980). En Chile su distribución va desde la Región de Atacama hasta la Región de Aysén. (SAG, 2004)

🐛 DAÑOS

Causa la muerte de plántulas en viveros y en casos aislados no muy frecuentes podría provocar la muerte de brotes terminales en plantaciones de hasta un año. (Butin y Peredo 1986). (Figura 35)

🛡️ CONTROL

El manejo en vivero es vital para el control de *B. cinerea*. El control químico mediante fungicidas (dicarboximidas) es el más practicado en viveros. Sin embargo, se ha detectado el desarrollo de resistencia del patógeno a estos productos, esto ha incentivado la realización de estudios en control biológico, mediante hongos antagonistas, que ha mostrado auspiciosos resultados en el sector agrícola (Swadling y Jeffries 1995, Cole et al. 2004, Chaves y Wang 2004).

MACROPHOMINA PHASEOLINA (TASSI) GOID
(COELOMYCETES: SPHAEROPSIDACEAE)
PUDRICIÓN CARBONOSA DE LA RAÍZ



Figura 36: Cuerpos fructíferos de *Macrophomina phaseolina*
(Foto: E. Barnard)

1.6.4 MACROPHOMINA PHASEOLINA (TASSI) GOID (COELOMYCETES: SPHAEROPSIDACEAE)

PUDRICIÓN CARBONOSA DE LA RAÍZ

🔍 DESCRIPCIÓN

La pudrición carbonosa de la raíz, ha sido considerada como una enfermedad de vivero, pero existen registro de detección en plantaciones. *M. phaseolina* es un patógeno oportunista que responde a los niveles de fertilidad del suelo, riego, la temperatura del suelo, estrés de las plantas, poda de raíces y a la senescencia. El follaje de las plantas afectadas se torna gris. El signo más evidente es la presencia de microesclerocios del patógeno, dentro de los síntomas mas característicos esta la pudrición de color negro de la raíz y cuello de la planta (Barnard, 1994). (Figura 36)

🦠 EPIDEMIOLOGÍA

La infección se inicia cuando las raíces de plantas susceptibles, entran en contacto con las microesclerocios, estructuras de supervivencia que permanecen latentes en el suelo, permitiendo su germinación y posterior penetración en la planta (Smith et al, 1989; Kendig et al., 2000).

Los síntomas observados en el sistema radicular, son el ennegrecimiento de la parte distal del la raíz principal y raíces laterales, sobre las que aparecen zonas hinchadas, las que llegan a un diámetro dos o tres veces mayor que el normal. Los síntomas en la parte aérea, por lo general no se observan, en los estados iniciales de la infección. Sin embargo, en estados más avanzados, de progresiva destrucción del sistema radicular, las plantas comienzan a manifestar detención o pérdida del crecimiento, clorosis, marchitamiento y muerte (Smith et al, 1989.; Shaner et al., 1999).

Después de la muerte de la planta, los microesclerocios son incorporadas en el suelo, a través de los tejidos vegetales en descomposición, las que pueden ser viables por más de 3 años. Las microesclerocios en el suelo y en los residuos de la planta, constituyen la mayor fuente de inóculo de *M. phaseolina*, para causar nuevas infecciones (Smith et al., 1989; Kendig et al., 2000, Baird et al., 2003).

🌍 DISTRIBUCIÓN

Su presencia se asocia a condiciones de este húmedo y altas temperaturas. En Chile se ha detectado entre la Región de Valparaíso y la Región de Aysén. (SAG, 2004)

🔥 DAÑOS

En vivero y plantaciones de la temporada causa mortalidad de plantas. Se ha detectado, que en muchas ocasiones, la dispersión del patógeno se ha realizado desde viveros a plantaciones a través de plantas asintomáticas. La mortalidad se produce durante el primer año de la plantación, cuando hay factores predisponentes, tales como estrés hídrico de las plantas y altas temperaturas del suelo (Barnard, 1994).

🛡️ CONTROL

La estrategia de control más utilizada, para hacer frente a esta enfermedad de la raíz en viveros forestales, ha sido la aplicación de bromuro de metilo en el suelo (Barnard, 1994). Sin embargo, por razones de tipo ambiental, su uso es cada vez más cuestionado (Karliner, 1997). Lo anterior ha estimulado a investigadores a desarrollar alternativas biológicas de control, las que son altamente selectivas y duraderas en el tiempo (Nico et al., 2005). Para su control es fundamental un buen manejo, riego e incorporación de materia orgánica.

MYCOSPHAERELLA CRYPTICA COOKE HANSF
(DOTHIDEOMYCETES: MYCOSPHAERELLACEAE)
MANCHA FOLIAR DE MYCOSPHAERELLA



Figura 37: Hoja de *E. delegatensis* afectada por *Mycosphaerella cryptica*
(Foto:NZFFA)

1.6.5 MYCOSPHAERELLA CRYPTICA COOKE HANSF (DOTHIDEOMYCETES: MYCOSPHAERELLACEAE)

MANCHA FOLIAR DE MYCOSPHAERELLA

🕒 DESCRIPCIÓN

Se presentan manchas de color café rojizo, de formas irregulares. Manchas de color púrpura en el margen de ambos lados de las hojas jóvenes en expansión. Las manchas con el tiempo se tornan de color gris oscuro. Los cuerpos fructíferos se desarrollan en ambos lados de las hojas. Las hojas infectadas a menudo presentan deformación y caen en forma prematura. Se producen canchales de hasta 25 mm de largo en brotes infectados. Se produce exudación gomosa, que se asocia a menudo con el desarrollo del canchal y se produce muerte regresiva si los canchales anillan los brotes (Dick, 1982; Dick y Gadgil, 1983; Dick, 1990). (Figura 37)

🕒 EPIDEMIOLOGÍA

Las manchas en las hojas aparecen unas 3 semanas después del establecimiento de la infección. Los cuerpos fructíferos de la forma asexual se presentan de diciembre a marzo y las esporas son dispersadas. Los cuerpos fructíferos del estado sexual están presentes durante todo el año y las esporas son dispersadas por el viento. Temperaturas entre 18 y 24 °C en condiciones húmedas favorecen el establecimiento de la infección (Dick y Gadgil, 1983; Dick, 1990).

🌍 DISTRIBUCIÓN

Los cuerpos fructíferos de la forma asexual están presentes durante todo el año. Los de la forma asexual se presentan entre diciembre y marzo (Dick y Gadgil, 1983; Dick, 1990). En Chile se distribuye desde la Región de Valparaíso hasta la Región de Aysén. (SAG, 2004).

🐛 DAÑOS

Los ataques de *Mycosphaerella* sp. puede tener un efecto marcado sobre el crecimiento y la forma de los árboles jóvenes de las especies más susceptibles, especialmente en lugares húmedos, tales como quebradas. Si la muerte regresiva de los brotes ocurre varias veces, puede resultar en un retraso en el crecimiento, el árbol puede presentar forma arbustiva y múltiplechas. *Eucalypto delegatensis*, *E. regnans* y *E. globulus* son particularmente susceptibles (Dick, 1982; Dick y Gadgil, 1983; Dick, 1990).

📦 CONTROL

Los sitios húmedos favorecen la infección y las especies susceptibles no deben ser plantadas en tales sitios. El control químico es conveniente de vez en cuando en vivero y se puede practicar aplicaciones quincenales de clorotalonil (Dick, 1982; Dick and Gadgil, 1983; Dick, 1990).

OIDIUM EUCALYPTI ROSTRUP (ERYSIPHALES: ERSYPHACEAE)
(ASCOMYCETES: ERSYPHACEAE) **POLVILLO BLANCO FOLIAR**



Figura 38: *Oidium* sp afectando hojas de Eucalipto (Foto: IPNI)

1.6.6 OIDIUM EUCALYPTI ROSTRUP (ERYSIPHALES: ERYSIPHACEAE) (ASCOMYCETES: ERYSIPHACEAE)

POLVILLO BLANCO FOLIAR

🔍 DESCRIPCIÓN

Hongo de micelio blanquecino, con desarrollo externo. Las hifas modificadas (haustorios), penetran las células de las hojas, atravesando la epidermis, para alimentarse. Afecta solo las hojas jóvenes. En especies del género *Eucalyptus* infecta plantas en viveros, invernaderos y plantaciones jóvenes (Stadnik, 2000). (Figura 38) Brown y Ferreira (2000), han informado siete especies de *Oidium* asociados al género *Eucalyptus* en todo el mundo. Sin embargo, algunos autores utilizan *Oidium* sp. y otros *O. eucalypti*, para designar el moho del eucalipto en forma genérica.

🌱 EPIDEMIOLOGÍA

Se trata de una especie con una amplia gama de hospederos, que se propaga por conidios y ascosporas llevadas por el viento. El ataque generalmente se produce sobre plantas jóvenes de densidad excesiva. De acuerdo con Furtado et al. (2000), el polvillo blanco foliar se propagan por el viento, salpicaduras de lluvia y el contacto entre las plantas infectadas. La enfermedad se puede presentar en condiciones secas en climas calurosos. Esta variedad de condiciones puede ser explicada por el hecho de que las esporas son liberadas, germinan y causan infección, igual cuando la humedad relativa es baja, sin una película de agua sobre las hojas. Iniciada la infección, el micelio continúa su desarrollo sobre la superficie de la planta, independiente de las condiciones de humedad en la atmósfera (Agrios, 1988).

🌍 DISTRIBUCIÓN

Aparece desde diciembre a marzo. Asociado a *E.globulus* y *E.nitens* en algunas regiones de la zona Sur de Chile.(Ahumada, 2003)

🐛 DAÑOS

Comúnmente, los síntomas que se observan son la deformación de las hojas, aspecto de quemado en la hoja (placas pulverulentas blanquecinas), causando retraso en el crecimiento de las plantas y la pérdida de calidad (Auer, Grigoletti y Santos, 1999). Es una de las principales enfermedades en viveros e invernaderos (Auer, 2001; Ferreira, 1989; Krugner y Auer, 2005).

🛡️ CONTROL

Para el control de esta enfermedad se ha usado una lista innumerable de productos fungicidas con resultados diversos, debido principalmente a la facilidad y rapidez en su aplicación). Lo anterior ha provocado un vuelco en la forma de mitigar ésta y otras enfermedades, usando producto alternativos, como aceites esenciales y otros compuestos que promueven la resistencia de las plantas, esto acompañado de medidas culturales, como el manejo de la densidad de plantas o el uso de fertilizantes con contenidos de fósforo y cilicio, que se encuentran dentro de los muchos productos citados en la literatura como inductores de resistencia en las plantas. Algunos de estos productos, en forma de fosfitos y silicatos están ganando importancia, por su eficiencia en inducir protección contra algunas enfermedades (Nojosa, 2002).

PSEUDOCERCOSPORA EUCALYPTORUM CROUS M.J. WINGF.,
MARASAS & B. SUTTON 1989 (DOTHIODEOMYCETES: MYCOSPHAERELLACEAE)
(SINONIMO *CERCOSPORA EUCALYPTI* COOKE & MASSEE)



Figura 39: Hoja de *E. regnans* afectada por *Pseudocercospora eucalyptorum*
(Foto: NZFFA)

1.6.7 PSEUDOCERCOSPORA EUCALYPTORUM CROUS M.J. WINGF., MARASAS & B. SUTTON (DOTHIODEOMYCETES: MYCOSPHAERELLACEAE)

🔍 DESCRIPCIÓN

Manchas de formas subcirculares o angulares, de color marrón pálido a oscuro. El margen de la hoja con manchas de un color marrón violáceo. Las lesiones cambian de color marrón grisáceo a gris cuando el daño es más antiguo. Estas lesiones se presentan solas o fusionadas en las superficies superior e inferior de la hoja. Las lesiones individuales varían en tamaño desde 1 hasta 12 mm de longitud (Braun y Dick, 2002). (Figura 39)

🦠 EPIDEMIOLOGÍA

Los primeros síntomas se han encontrado en las hojas recientemente mojadas. Una vez que la infección se ha establecido, un estroma (un conglomerado de filamentos del hongo) se forma debajo de la epidermis de las hojas. Penachos de filamentos con esporas surgen del estroma y empujan para salir a través de las aberturas de los estomas. Las esporas son filiformes y son dispersadas por el viento (Dick y Gadgil, 1983; Braun y Dick, 2002).

🌍 DISTRIBUCIÓN

No existen antecedentes al respecto, pero se cree que por las condiciones de humedad y temperatura, necesarias para su propagación y posterior infestación, es posible encontrarlas a fines del invierno y durante la primavera, los efectos de las manchas en el follaje se presentan durante todo el año (Dick y Gadgil, 1983; Braun y Dick, 2002).

🌿 DAÑOS

Las hojas se deforman, pero por lo general, el crecimiento del árbol no se ve afectado. Sin embargo, las infestaciones severas pueden causar la caída prematura de hojas reduciendo la tasa fotosintética. Estos hongos causan poco daño (Dick y Gadgil, 1983).

📦 CONTROL

No se considera necesario (Dick, 1982; Dick y Gadgil, 1983; Braun y Dick, 2002).

PHYTOPHTHORA CINNAMOMI RANDS (PYTHIALES: PYTHIACEAE)
(OOMYCETES: PYTHIACEAE) PUDRICIÓN DE RAÍCES



Figura 40: Bosque Australiano afectado por *Phytophthora cinnamomi*
(Foto: E. Hansen)

1.6.8 *PHYTOPHTHORA CINNAMOMI* Rands (PYTHIALES: PYTHIACEAE) (OOMYCETES: PYTHIACEAE) PUDRICIÓN DE RAÍCES

🔍 DESCRIPCIÓN

Los esporangios (estructuras reproductivas) de este hongo, liberan zoosporas móviles en el agua del suelo, las que nadan hacia las raíces pequeñas del huésped (en una respuesta quimiotáctica a los exudados de las raíces), se enquistan y germinan en la superficie de la raíz. El hongo se propaga en las raíces jóvenes, causando una pudrición que puede extenderse hasta la base del tallo.

Los propágulos también pueden ser salpicados por la lluvia e infectar las partes aéreas de la planta. La temperatura, la humedad y el pH influyen en el crecimiento y la reproducción de estos hongos, los efectos de estos factores han sido revisados por Weste (1983). (Figura 40)

🦠 EPIDEMIOLOGÍA

P. cinnamomi sobrevive en la materia vegetal muerta durante largos períodos de tiempo en este sustrato (Shea et al., 1980). En ésta fase saprofítica puede producirse un aumento de la población del patógeno. Éste hongo también puede sobrevivir en el suelo como micelio, esporangios, zoosporas enquistadas, clamidosporas y oosporas, por lo que la supervivencia se puede ampliar con la presencia de un sustrato orgánico (Weste y Vithanage, 1979). El micelio de *P. cinnamomi* puede sobrevivir durante al menos 6 años en suelo húmedo (Zentmyer y Mircetich, 1966). Las clamidosporas pueden sobrevivir durante al menos 6 años si la humedad del suelo supera el 3% (Zentmyer y Mircetich, 1966).

🌍 DISTRIBUCIÓN

A pesar de que *P. cinnamomi* fue originalmente reportada principalmente en zonas tropicales y subtropicales, al parecer, pueden sobrevivir y desarrollarse en países mas fríos, y no parece estar restringido, a temporadas de cultivo o las temperaturas de primavera (Zentmyer y Mircetich, 1966). En Chile se ha asociado a Eucalipto en la Región del Biobío. (SAG, 2004)

🌿 DAÑOS

El micelio crece a lo largo de la raíz absorbiendo los hidratos de carbono y nutrientes provocando la destrucción de los tejidos de la raíz, “descomponiéndola” e impidiendo la absorción de agua y nutrientes. Los esporangios y las clamidosporas se forman en el micelio de la raíz infectada, y el ciclo de infección sigue a la planta siguiente. Los primeros síntomas de la infección incluyen marchitamiento, amarillamiento, sequedad del follaje y el oscurecimiento del color de la raíz. La infección conduce a menudo a la muerte de la planta, especialmente en verano. Graves epidemias de *P. cinnamomi* han causado grandes daños a los bosques de eucalipto en Australia (Weste y Taylor, 1971).

🛡️ CONTROL

Dentro de un esquema de manejo integrado, algunas medidas de control cultural que se utilizan para evitar los efectos de éste patógeno, incluyen la reducción de los altos niveles de humedad del suelo y la mejora de la aireación mediante el espaciamiento y considerar la nutrición mineral. La solarización del suelo también actúa como control preventivo (Kotze y Darvas, 1983).

El control químico es posible con fungicidas sistémicos (Whiley et al., 1986), aplicados al suelo, y al follaje.

SONDERHENIA EUCALYPTICOLA A.R. DAVIS H.J. SWART & J. WALKER
(CAPNODIALES: MYCOSPHAERELLACEAE)
(SINONIMO *HENDERSONIA EUCALYPTICOLA*, A.R. DAVIS)



Figura 41: Hoja de *Eucalyptus* spp afectada con *Sonderhenia eucalypticola*
(Foto: C. Calderón)

1.6.9 SONDERHENIA EUCALYPTICOLA A.R. DAVIS H.J. SWART & J. WALKER (CAPNODIALES: MYCOSPHAERELLACEAE)

(SINONIMO HENDERSONIA EUCALYPTICOLA, A.R. DAVIS)

🔍 DESCRIPCIÓN

Corresponde a la fase asexual de *Mycosphaerella walkeri* y se caracteriza por presentar picnidios globosos de color negro. Sus Conidios multicelulares son alargados y generalmente presenta un color café. Se pueden observar puntos pequeños (1-3 mm de diámetro) con distintivo margen de color rojo púrpura, disperso en la parte superior e inferior de la hoja. La superficie de las manchas se presenta a menudo solevantada (Dick, 1982; Dick y Gadgil, 1983). (Figura 41)

🦠 EPIDEMIOLOGÍA

Los cuerpos de fructíferos asexuales, de los cuales sólo hay entre uno y cinco por lesión, se encuentran completamente sumergido en el tejido de la hoja. En climas húmedos las esporas son exudadas en una masa café oscura, debido a los cuerpos fructíferos, se pueden ver como puntos diminutos sobre la superficie de las hojas, son presumiblemente dispersados por salpicaduras de lluvia (Dick, M. 1982; Gadgil, P.D. 2005).

🌍 DISTRIBUCIÓN

El período de infección es a finales del verano y durante el otoño (Dick, 1982; Gadgil, 2005). En Chile se encuentra entre la Región de Coquimbo y la Región de Aysén. (Ahumada, 2003; SAG, 2004; Centre Tecnologic Forestal de Catalunya, 2006)

🌿 DAÑOS

Las hojas pueden llegar a deformarse, pero usualmente, esto no afecta el crecimiento del árbol. Sin embargo raras infestaciones intensas, puede causar la prematura caída de hojas y con ello afectar la fotosíntesis.

Sus huéspedes son *E. fraxinoides*, *E. globulus*, *E. nicholii*, *E. nitens*, *E. sideroxylon* (Dick, 1982; Gadgil, 2005).

🏠 CONTROL

Para el conjunto de *Mycosphaerella* se esta discutiendo y proponiendo resistencia genética, selección de familia o clones con mayores niveles de resistencia.

Es recomendable establecer métodos de lucha de forma preventiva o en cuanto aparecen los primeros síntomas, especialmente en cultivos protegidos. El manejo del microclima, disminuyendo la humedad libre sobre la superficie de las hojas, y el control de la fertilización, reduciendo en lo posible el aporte de nitrógeno, son fundamentos indispensables para una lucha eficaz contra la enfermedad (Hortocampo, 2002).

Para el control químico existe el Clorotalonil (3,4 Kg en 1000/ha), el cual debe ser aplicado en forma quincenal cuando existe alguna fuente de inóculo cercano. (NZFFA, 2008).

ORYCTOLAGUS CUNICULUS LINNAEUS (LAGOMORPHA: LEPORIDAE)
CONEJO



Figura 42: Adulto de *Oryctolagus cuniculus* (Foto: CONAF)



Figura 43: Ramoneo de la zona inferior del tronco, provocado por *Oryctolagus cuniculus* (Foto: M.Ibarra)

1.7 Vertebrados

1.7.1 *ORYCTOLAGUS CUNICULUS* LINNAEUS (LAGOMORPHA: LEPORIDAE)

CONEJO

🔍 DESCRIPCIÓN

Es un ejemplar monoespecífico de conejo emparentado a los roedores (Villacide y Carley, 2009; Ojeda et al, 2009). Presenta características anatómicas con potentes extremidades traseras adaptadas para movimientos rápidos (Villacide y Carley, 2009). Posee amplios pabellones auriculares (orejas), con coloración uniforme (Villacide, Carley, 2009; Ojeda et al, 2009). Su corto pelaje muestra coloraciones que varían desde pardas a grisáceas, destacando el blanco de la parte interna de su cola. Posee una longitud de 35 a 45 cm y puede llegar a pesar de 1 a 7 kg (Ojeda et al., 2009). (Figura 42)

🌍 DISTRIBUCIÓN

Este conejo posee una amplia distribución por el mundo, sin embargo su distribución originaria se remite a Europa principalmente, Noroeste de África y a la mayor parte de la península Ibérica. Se encuentra además en Argentina, México y Estados Unidos (Villacide y Carley, 2009; Ojeda et al., 2009). En Chile se distribuye en toda la zona central, en el Archipiélago de Juan Fernandez, en Tierra de Fuego y en parte de la Patagonia chileno-argentina.(Camus, et al, 2008).

🌳 DAÑOS

Esta especie puede tener un impacto substancial dentro de los ecosistemas principalmente en tierras agrícolas y forestales, donde esta plaga puede llegar a ser un desastre (Villacide y Carley, 2009). Esta especie come los ápices de especies forestales, provocando mediante la persistencia del ataque, la muerte de individuos de las plantaciones (Ojeda et al., 2009). Estos daños son causados en las plantaciones de eucalipto, pino y otras especies forestales, durante los 2 a 3 primeros años de plantación, debido a que después de este tiempo la especie no puede alcanzar las yemas. Esta especie puede también continuar su ataque por medio del ramoneo de la corteza de las zonas inferiores del árbol (Villacide y Carley, 2009). (Figura 43)

🔗 ESPECIES AFECTADAS

Esta especie suele atacar a muchas especies forestales y agrícolas, dentro de las especies forestales se encuentran *Eucalyptus nitens*, *Eucalyptus globulus*, *Pinus radiata*, *Pseudotsuga menziesii*, y *Pinus contorta* entre otras (Villacide y Carley, 2009; Ojeda et al., 2009).

📦 CONTROL

En Chile se ha optado por estrategias de control mediante depredadores. Otras opciones que se han evaluado es el control biológico a través del uso de patógenos asociados a estos conejos, los cuales puedan lograr una disminución de su población actual (Villacide y Carley, 2009). También se practicado la regulación química a través de fumigantes, repelentes y sustancias químicas de acción aguda sobre *O. cuniculus* (Ojeda et al., 2009). Los últimos métodos evaluados en Chile son los métodos mecánicos ya sea a través de trampas, cercas perimetrales normales o electrificadas, cercas individuales y/o caza (Villacide y Carley, 2009; Ojeda et al., 2009).

LEPUS EUROPAEUS PALLAS (LAGOMORPHA: LEPORIDAE)
LIEBRES



Figura 44: Ejemplar adulto de *Lepus europaeus* (Foto: M Rae)



Figura 45: Alambrado utilizado para la exclusión de pequeños herbívoros (Foto: R. Howorth)

1.7.2 LEPUS EUROPAEUS PALLAS (LAGOMORPHA: LEPORIDAE)

LIEBRES

🔍 DESCRIPCIÓN

Esta especie es comúnmente conocida como liebre europea, o conejo silvestre. Se sabe que esta especie de liebres puede llegar a ser potencialmente perjudicial para plantaciones agrícola-forestales, y son consideradas plagas por legislación vigente. (Figura 44)

Es originaria del continente europeo y fue introducida en América a finales del siglo XIX (Villacide y Carley, 2009).

Posee orejas mas largas que anchas pudiendo llegar a medir 11,5 a 12,5 cm de largo, con una característica mancha de coloración negra en la punta de estas. El color del pelo es pardo amarillento, a excepción de la zona ventral en la que es de color blanquecino y de poca extensión, el color amarillento también esta presente en la zona inferior de sus patas. En invierno el pelaje de esta especie adquiere tonalidades más grisáceas. La cola posee tonalidades blancas y negras (Villacide y Carley, 2009).

🌍 DISTRIBUCIÓN

El área de distribución de esta especie, de forma natural abarca la mayor parte de Europa y el suroeste de Asia con excepción de Escandinavia (Villacide y Carley, 2009). Abarca también el norte de Rusia, las Islas Británicas y la mayor parte de la península Ibérica (Villacide y Carley, 2009). Ha sido introducida también en América, donde ha poblado en forma de plagas países como Argentina, Perú, Bolivia y Venezuela, entre otros sudamericanos. También puede ser encontrada en Norteamérica, Australia y Nueva Zelanda (Villacide y Carley, 2009). En Chile, se distribuye prácticamente en todo el territorio nacional, posee hábitos de vida nocturnos, encontrándose oculta la mayor parte del día (Villacide y Carley, 2009).

🐛 DAÑOS

El principal daño causado por esta especie es el corte de la yema apical de las plantas y también en menor grado suelen ramonear la corteza de los árboles, produciendo heridas que pueden ser luego atacadas por otros patógenos. El corte de la yema no produce la muerte de la planta, pero la frecuencia del corte de estas causa la muerte de los individuos o la ramificación indeseada de estos (Villacide y Carley, 2009). Esta especie ataca principalmente a las plantas durante los 2 a 3 primeros años de establecimiento (Villacide y Carley, 2009).

🔗 ESPECIES AFECTADAS

Esta especie suele atacar a muchas especies forestales, dentro de las que se incluyen distinta especies del genero *Eucalyptus* y del género *Pinus*.

📏 CONTROL

En Chile se han utilizado métodos indirectos y directos de control. Los primeros consisten en la utilización de cebos tóxicos para eliminar a la especie, o a través del control biológico utilizando depredadores naturales. Este método fue utilizado en Chile durante el siglo XX en Tierra del fuego, los métodos directos son la caza y el uso de alambrados o protecciones que permitan mantener alejados a estos animales de las plantaciones (Villacide y Carley, 2009). Los alambrados pueden ser perimetrales como individuales, o incluso en algunos casos se puede optar por el alambrado perimetral eléctrico, también se ha recurrido a la utilización de repelentes (Villacide y Carley, 2009). (Figura 45)

OCTODON BRIDGESI OSGOOD (RODENTIA: OCTODONTIDAE)
DEGÚ DE LOS MATORRALES



Figura 46: adulto de *Octodon bridgesi* (Foto:Heilderberg Zoo).

1.7.3 OCTODON BRIDGESI OSGOOD (RODENTIA: OCTODONTIDAE)

DEGÚ DE LOS MATORRALES

DESCRIPCIÓN

Especie comúnmente conocida como degú de los matorrales y ratón del matorral. Su pelaje es de coloración marrón-ocre uniforme con áreas de tonalidades grisáceas sin variación estacional o etárea (Muñoz y Murúa, 1987; Muñoz et al., 1988). Esta especie posee orejas grandes y una cola recta. Posee una longitud total de 21 cm y su cola mide 13 cm de largo (Muñoz y Murúa, 1987). (Figura 46)

DISTRIBUCIÓN

Esta especie posee hábitos nocturnos, por lo que se alimenta y desarrolla sus actividades durante la noche, disminuyendo su actividad en los meses de invierno (Junio – Julio) (Muñoz y Murúa, 1987). El periodo reproductivo del degú de los matorrales abarca los meses correspondientes de invierno hasta principios de primavera, y este animal ha sido identificado en Chile con una distribución preferentemente costera, en la cordillera de la costa, por las zonas oeste del valle central, abarcando desde la Región de Maule hasta la Región de Los Lagos (Muñoz y Murúa, 1987; Muñoz et al, 1988).

DAÑOS

Los daños asociados a este animal son el ramoneo de las zonas bajas de la corteza de árboles, provocando en casos extremos el anillamiento de los árboles (Muñoz y Murúa, 1987; Muñoz et al, 1988).

ESPECIES AFECTADAS

Dentro de las especies susceptibles al ataque de esta especie, se encuentran una serie de especies de coníferas y latifoliadas como: *Eucalyptus* spp, *Ugni molinae*, *Escalonia pulverulenta*, *Lithrea caustica*, *Aristotelia chilensis*, *Gevuina avellana*, *Luma apiculata*, *Peumus boldus*, *Pinus radiata*, *Quillaja saponaria*, *Azara integrifolia* y *Sphacele chamaedryoides* entre otras (Muñoz y Murúa, 1987).

CONTROL

No se han especificado muchas medidas de control, pero se pueden optar por medidas preventivas de protección de los rodales favoreciendo la llegada de enemigos naturales o mediante cebos químicos (Muñoz et al., 1988).

DEFICIENCIAS NUTRICIONALES

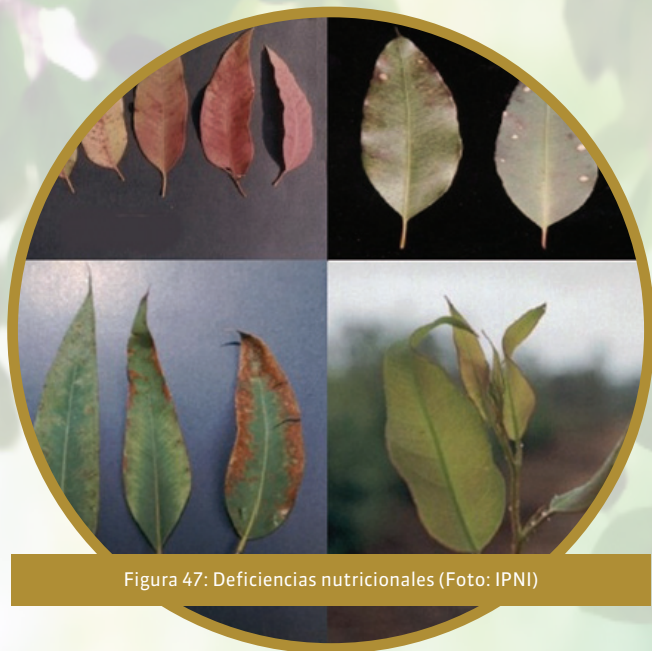


Figura 47: Deficiencias nutricionales (Foto: IPNI)



Figura 48: Deficiencias nutricionales (Foto: IPNI)

2. DEFICIENCIAS NUTRICIONALES

NUTRIENTES ESENCIALES

Solo ciertos elementos son considerados como esenciales para el crecimiento de las plantas. Un elemento esencial es aquel que cuando esta ausente limita el crecimiento de la planta (Arnon y Stout, 1939) o que no tienen un rol fisiológico claro (Epstein, 1999).

Aunque el carbono, oxígeno e hidrógeno son esenciales en el crecimiento de las plantas, no son considerados elementos esenciales porque estos son obtenidos desde el agua o desde el dióxido de carbono (CO₂).

Los elementos minerales esenciales, usualmente son clasificados como macronutrientes y micronutrientes, de acuerdo a su concentración relativa en los tejidos de la planta. Aunque algunos investigadores han señalado que una clasificación en macro y micronutrientes es difícil de justificar fisiológicamente.

Mengel y Kirkby (1987), han propuesto que los elementos deberían ser clasificados de acuerdo a su rol bioquímico y a su función fisiológica.

Los nutrientes esenciales, más relevantes y que cumplen importantes funciones en la fisiología del crecimiento y desarrollo de las especies del género *Eucalyptus*, así como los efectos que provocan en el comportamiento de las especies de género, cuando se encuentran en concentraciones deficitarias, se describen a continuación (Figura 47)

2.1 AZUFRE (S)

Es encontrado en dos aminoácidos y es un constituyente de algunas co-enzimas y vitaminas esenciales para el metabolismo. Muchos de los síntomas de las deficiencias de azufre son similares a los de las deficiencias de nitrógeno, incluyendo clorosis con nervadura pálida y retraso del crecimiento (Will, 1985). Esta similitud no es una sorpresa ya que el azufre y el nitrógeno son constituyentes de proteínas. Sin embargo, la clorosis provocada por deficiencias de azufre generalmente se presenta en hojas jóvenes como viejas, siendo más leve en estas últimas. El azufre es importante en la formación de raíces (Kaul et al., 1970).

2.2 BORO (B)

Aunque la función precisa del boro en el metabolismo de la planta no esta del todo clara, la evidencia sugiere que juega roles en la elongación celular, síntesis de ácido nucleico, respuestas hormonales y funciones de membrana (Shelp,

1993). Las plantas con deficiencias de boro pueden exhibir una amplia variedad de síntomas, dependiendo de la especie y de la edad. Un síntoma característico es la necrosis de color negra de las hojas jóvenes y brotes terminales. La necrosis de hojas jóvenes ocurre principalmente en la base de éstas. Los tallos se vuelven inusualmente rígidos y quebradizos. También se puede presentar pérdida de dominancia apical, lo cual le da un aspecto arbustivo a la planta, mientras que los brotes terminales de las ramas pronto se vuelven necróticos por la inhibición de la división celular. Estructuras como brotes y raíces suculentas pueden exhibir necrosis o anomalías relacionadas con la descomposición interna de sus tejidos (Kaul et al., 1970).

El boro es importante en estructuras que están activamente en crecimiento, tales como brotes y ápices de raíces. Esto es importante cuando los árboles están creciendo en áreas marginales o en suelos poco profundos, con mal drenaje o saturados de agua. Las plantas necesitan pequeñas cantidades de este elemento. Los síntomas de deficiencia varían dependiendo de la especie, pero el síntoma más común es la muerte regresiva de brotes jóvenes. Las hojas nuevas pueden presentar bordes amarillentos (Kaul et al., 1970; Will, 1985).

2.3 CALCIO (CA)

Aunque la función precisa del boro en el metabolismo de la planta no está del todo clara, la evidencia sugiere que juega roles en la elongación celular, síntesis de ácido nucleico, respuestas hormonales y funciones de membrana (Shelp, 1993). Las plantas con deficiencias de boro pueden exhibir una amplia variedad de síntomas, dependiendo de la especie y de la edad. Un síntoma característico es la necrosis de color negra de las hojas jóvenes y brotes terminales. La necrosis de hojas jóvenes ocurre principalmente en la base de éstas. Los tallos se vuelven inusualmente rígidos y quebradizos. También se puede presentar pérdida de dominancia apical, lo cual le da un aspecto arbustivo a la planta, mientras que los brotes terminales de las ramas pronto se vuelven necróticos por la inhibición de la división celular. Estructuras como brotes y raíces suculentas pueden exhibir necrosis o anomalías relacionadas con la descomposición interna de sus tejidos (Kaul et al., 1970).

El boro es importante en estructuras que están activamente en crecimiento, tales como brotes y ápices de raíces. Esto es importante cuando los árboles están creciendo en áreas marginales o en suelos poco profundos, con mal drenaje o saturados de agua. Las plantas necesitan pequeñas cantidades de este elemento. Los síntomas de deficiencia varían dependiendo de la especie, pero el síntoma más común es la muerte regresiva de brotes jóvenes. Las hojas nuevas pueden presentar bordes amarillentos (Kaul et al., 1970; Will, 1985).

2.4 COBRE (CU)

Al igual que el hierro, el cobre está asociado con enzimas que intervienen en las reacciones redox de la fase luminosa de la fotosíntesis (Haehnel, 1984). El síntoma inicial de la deficiencia de cobre es la producción de hojas de color verde oscuro, que pueden contener manchas necróticas. Las manchas necróticas aparecen primero en las puntas de las hojas jóvenes y luego se extienden hacia la base de la hoja a lo largo de los márgenes. Las hojas también se pueden torcer o deformar. Bajo deficiencia de cobre extrema, se pueden producir la abscisión prematura de las hojas (Kaul et al., 1970).

El cobre se concentra en las hojas verdes. La deficiencia de cobre es comúnmente asociada con la deficiencia de zinc y se presenta principalmente en suelos arenosos. En suelos con alto contenido en nitrógeno y fósforo, por lo que a menudo no está disponible para la planta. Los síntomas de deficiencia incluyen marchitamiento y muerte regresiva de los brotes terminales y la plantas presentan problemas para crecer derechas, el tallo o el tronco se pueden torcer y en algunos casos pueden tender a crecer en forma horizontal (Kaul et al., 1970).

2.5 FÓSFORO (P)

A la forma de fosfato es un componente integral de importantes componentes de la célula vegetal, incluyendo el ADN y el ARN. Los síntomas característicos de la deficiencia de fósforo incluyen, retraso del crecimiento en plantas jóvenes, acompañado de una coloración verde oscura en las hojas, también se pueden presentar malformaciones y manchas necróticas. En algunos casos las hojas pueden presentar una suave coloración púrpura, adicionalmente se pueden presentar tallos alargados (no lignificados) y muerte de hojas adultas. La maduración de la planta también puede verse retrasada (Dell et al., 1995). Participa también en el desarrollo de raíces, tallos, flores y semillas y es vital para la fotosíntesis. Las deficiencias se manifiestan primero en las hojas adultas, las cuales adquieren una coloración púrpura, a menudo con puntas y márgenes secos (Will, 1985).

2.6 HIERRO (FE)

Tiene un importante rol como componente de enzimas relacionadas con la transferencia de electrones tal como el citocromo. Los síntomas de deficiencia de hierro son la clorosis entre la nervadura. Estos síntomas aparecen inicialmente en las hojas jóvenes, debido a que este elemento no puede ser movilizado fácilmente desde las hojas adultas. Bajo condiciones de extrema o prolongada deficiencia, la nervadura también puede tornarse clorótica, causando que toda la hoja se decolore. Las hojas se decoloran porque el hierro es requerido para la síntesis de algunas proteínas complejas de los cloroplastos (Oh et al., 1996).

El hierro es importante en la síntesis de clorofila (color verde) en las hojas. La deficiencia de hierro se presenta en suelos con cal. A menudo hay mucho hierro en el suelo, pero se encuentra en una forma que lo hace no disponible para el uso de la planta. El principal síntoma de la deficiencia de hierro es clorosis, amarillamiento de las hojas sobre todo entre las venas (que permanecen verdes). El nuevo crecimiento se presenta de color amarillo pálido (Kaul et al., 1970).

2.7 MAGNESIO (MG)

En la célula de la planta el ión de magnesio tiene un rol específico en la activación de enzimas involucradas en la respiración, fotosíntesis y síntesis de ADN y ARN. El magnesio también forma parte de la molécula de clorofila. Un síntoma característico de la deficiencia de magnesio es la clorosis inter-nervadura de la hoja, lo que se presenta primero en las hojas adultas, debido a la movilidad de este elemento. Si la deficiencia es prolongada las hojas pueden tornarse amarillas o blanquecinas. Un síntoma adicional puede ser la abscisión prematura de las hojas.

La deficiencia de magnesio es más común en suelos muy ácidos, donde hay altos niveles de potasio. Los síntomas de deficiencia, aparecen primero en las hojas adultas. El síntoma principal es la clorosis en puntas y bordes de las hojas, que luego avanza hacia el interior. Algunas hojas maduras pueden tornarse de color rojizo (Kaul et al., 1970; Will, 1985).

2.8 MANGANESO (MN)

La principal función del manganeso se encuentra en la fotosíntesis, reacción a través de la cual se produce oxígeno a partir del agua (Marschner, 1995). El principal síntoma de la deficiencia de manganeso es la clorosis inter-nervadura asociada con el desarrollo de pequeñas manchas necróticas. Esta clorosis puede ocurrir en las hojas más jóvenes o adultas, dependiendo de la especie de eucalipto y de la tasa de crecimiento.

El manganeso se encuentra en las hojas verdes. Una causa común de deficiencia de manganeso es el encalado de suelos ácidos para reducir el pH (en pre-plantación). El principal síntoma de la deficiencia de manganeso es la clorosis. También es probable que se produzcan manchas necróticas. Las hojas jóvenes son las primeras en verse afectadas (Kaul et al., 1970; Will, 1985).

2.9 NITRÓGENO (N)

Es el elemento mineral que las plantas requieren en mayores cantidades. El nitrógeno es un constituyente de muchos componentes celulares en la plan-

ta, incluyendo aminoácidos y ácidos nucleicos (Raven y Smith, 1976). Por lo tanto, las deficiencias de nitrógeno, rápidamente inhiben el crecimiento de las plantas. Si tales deficiencias persisten, las plantas presentarán clorosis, especialmente en las hojas adultas, cercanas a la base. Bajo severas deficiencias de nitrógeno, estas hojas se tornan completamente amarillas y se pueden desprender de la planta. Las hojas jóvenes pueden inicialmente no mostrar estos síntomas, debido a que aprovechan el nitrógeno movilizado desde las hojas adultas. Así una planta con deficiencias de nitrógeno puede presentar hojas verde claro en la parte superior y amarillas en la inferior. En algunos casos, la nervadura se vuelve de color rojizo. El color dependerá del grado de deficiencia y de la especie involucrada (Kaul et al., 1970). También es posible observar achaparramiento (crecimiento arbustivo) de las plantas, acompañado de hojas pequeñas, tallos delgados y con escasa ramificación y pobre desarrollo radicular. El problema puede ser corregido fácilmente, porque las plantas responden rápidamente a las aplicaciones de fertilizantes nitrogenados (Kaul et al., 1970; Escobar, 2007).

2.10 POTASIO (K)

Este elemento juega un importante papel en el potencial osmótico de las células vegetales, también activa muchas enzimas involucradas en la fotosíntesis y respiración. El primer síntoma observable de la deficiencia, es la aparición de moteado o clorosis marginal, la cual se desarrolla hasta llegar a la necrosis de la hoja (comenzando por las puntas).

Debido a que el potasio puede ser movilizado hacia las hojas jóvenes, estos síntomas aparecen inicialmente sobre las hojas más maduras, en la base de la planta. Las hojas también pueden curvarse y encarrujarse. Los tallos de las plantas deficientes en potasio pueden ser delgados y débiles, con las regiones internodales anormalmente cortas (Kaul et al., 1970).

2.11 ZINC (ZN)

Muchas enzimas requieren de iones de zinc, para su actividad, el zinc pueden ser necesario para la biosíntesis de clorofila en algunas plantas. La deficiencia de zinc se caracteriza por la reducción del crecimiento internodal, Las hojas pueden presentarse pequeñas y deformadas, los márgenes de las hojas presentan una apariencia arrugada. Estos síntomas se deben a la pérdida de la capacidad de producir suficientes cantidades del ácido indolacético (auxina).

El zinc es importante para la salud del tallo y para el crecimiento de las hojas. Las deficiencias aparecen primero en las hojas jóvenes. Los síntomas incluyen clorosis y hojas rizadas con manchas necróticas. Puede haber muerte regresiva de los brotes terminales.

Muchas de las deficiencias causan síntomas similares que hace que el diagnóstico sea difícil. En la mayoría de los casos están involucrados muchos factores y a ningún factor en particular, se le puede atribuir la causa de los síntomas.

La idoneidad del lugar para el cultivo de los árboles y el tipo de suelo son factores importantes en el crecimiento de árboles sanos. Si los árboles no están creciendo bien, estos factores deberán ser examinados. Los síntomas de deficiencia pueden ocurrir incluso cuando no hay escasez del elemento en el suelo. El elemento puede estar presente pero no está disponible para la planta. Las condiciones climáticas suelen complicar la cuestión. Por ejemplo, si hay una deficiencia de boro, los síntomas aparecen en la estación seca, pero pueden desaparecer en presencia de agua (Kaul et al., 1970; Will, 1985).

Otro factor que se suele pasar por alto es la competencia de malezas. Los Eucaliptos, en especial las plántulas y árboles jóvenes, son muy sensibles a la competencia de malezas. En plantaciones donde las malezas son abundantes, estas compiten con los árboles por agua y nutrientes y pueden provocar una reducción drástica en las tasas de crecimiento y supervivencia de los árboles. Es importante eliminar estos factores antes de decidir si el problema es por alguna deficiencia. Si se sospecha de una deficiencia, se pueden analizar los contenidos químicos de una muestra de hojas, pero los resultados a menudo no son concluyentes, como se conoce poco acerca de los niveles óptimos de nutrientes en los eucaliptos sanos. Tal vez la forma más sencilla de determinar si es adecuado el nivel de un elemento en particular es la aplicación de ese elemento en el sitio o de una parcela de muestreo y hacer seguimiento de su efecto sobre los árboles (Kaul et al., 1970; Will, 1985).

Insectos presentes en Chile asociados a *Eucalyptus* spp

Orden	Familia	Nombre científico	Parte del vegetal afectado
Acarina	Tetranychidae	<i>Oligonychus vitis</i>	Hojas
Acarina	Tetranychidae	<i>Oligonychus yothersi</i>	Hojas
Thysanoptera	Thripidae	<i>Thrips australis</i>	Flores
Orthoptera	Cicadidae	<i>Tettigades chilensis</i>	Raíces y ramas
Hemiptera	Coccidae	<i>Saissetia oleae</i>	Hojas y ramas
Orthoptera	Acrididae	<i>Schistocerca cancellata</i>	Hojas
Coleoptera	Lyctidae	<i>Lyctus chilensis</i>	Madera muerta
Coleoptera	Bostrichidae	<i>Dexicrates robustus</i>	Madera muerta
Coleoptera	Bostrichidae	<i>Polycaon chilensis</i>	Madera muerta
Coleoptera	Cerambycidae	<i>Acanthinodera cummingi</i>	Madera en descomposición
Coleoptera	Cerambycidae	<i>Eryphus (=Callideriphus) laetus</i>	Madera y ramas muertas
Coleoptera	Cerambycidae	<i>Chenoderus testaceus</i>	Madera y ramas muertas
Coleoptera	Cerambycidae	<i>Grammicusum flavofasciatum</i>	Madera muerta
Coleoptera	Cerambycidae	<i>Phoracantha recurva</i>	Madera muerta y árboles debilitados
Coleoptera	Cerambycidae	<i>Phoracantha semipunctata</i>	Madera muerta y árboles debilitados
Coleoptera	Cerambycidae	<i>Strongylaspis limae</i>	Madera muerta
Coleoptera	Curculionidae	<i>Gonipterus scutellatus</i>	Hojas
Lepidoptera	Cossidae	<i>Chilecomadia valdiviana</i>	Fuste y ramas gruesas
Hemiptera	Psyllidae	<i>Glycaspis brimblecombei</i>	Hojas
Hemiptera	Psyllidae	<i>Ctenarytaina eucalypti</i>	Hojas
Hymenoptera	Eulophidae	<i>Ophelimus</i> sp.	Hojas, ramas
Hemiptera	Thaumastocoridae	<i>Thaumastocoris peregrinus</i>	Hojas
Coleoptera	Buprestidae	<i>Ectinogonia buqueti</i>	Madera y raíces de árboles debilitados

Fuente: SAG, 2012.

Hongos presentes en Chile asociados a *Eucalyptus* spp

Orden	Familia	Nombre científico	Parte del vegetal afectado
Agaricales	Physalacriaceae	Armillaria mellea s.l.	Cuello y raíces
Incertae sedis	Asterinaceae	Aulographina eucalypti	Hojas
Botryosphaerales	Botryosphaeriaceae	Neofusicoccum (Botryosphaeria) ribis	Tallo
Botryosphaerales	Botryosphaeriaceae	Botryosphaeria obtusa	Corteza ramas
Helotiales	Sclerotiniaceae	Botrytis cinerea	Plántulas
Helotiales	Phacidiaceae	Ceuthospora innumera	Hojas
Incertae sedis	Incertae sedis	Coleophoma empetri	Hojas
Incertae sedis	Glomerellaceae	Colletotrichum gloeosporioides	Hojas
Diaporthales	Melanconidaceae	Coniella minima	Hojas
Diaporthales	Cryphonectriaceae	Microthia (Cryphonectria) havanensis	Ramas
Incertae sedis	Incertae sedis	Dendryphiella eucalypti	Hoja
Incertae sedis	Incertae sedis	Fairmaniella leprosa	Hoja
Hypocreales	Nectriaceae	Fusarium oxysporum	Raíces de plántulas
Incertae sedis	Incertae sedis	Hainesia lythri	Ramas, hojas
Diaporthales	Melanconidaceae	Harknessia eucalypti	Hojas
Diaporthales	Melanconidaceae	Harknessia globosa	Hojas
Diaporthales	Melanconidaceae	Harknessia uromycoides	Hojas
Rhytismatales	Rhytismataceae	Lophodermium sp.	Ramas, ápice o brote
Botryosphaerales	Botryosphaeriaceae	Macrophomina phaseolina	Plántulas, raíz
Capnodiales	Teratosphaeriaceae	Mycosphaerella grandis (Teratosphaeria parva)	Hojas
Capnodiales	Mycosphaerellaceae	Mycosphaerella sphaerulinae	Hojas
Capnodiales	Mycosphaerellaceae	Mycosphaerella walkeri	Hojas
Capnodiales	Teratosphaeriaceae	Teratosphaeria (Mycosphaerella) cryptica	Hojas
Capnodiales	Mycosphaerellaceae	Mycosphaerella communis	Hojas

Capnodiales	Mycosphaerellaceae	Mycosphaerella marksii	Hojas
Botryosphaeriales	Botryosphaeriaceae	Neofusiccoccum parvum	Tallo
Botryosphaeriales	Botryosphaeriaceae	Neofusiccoccum eucalypticola	Tallo
Botryosphaeriales	Botryosphaeriaceae	Neofusiccoccum eucalyptorum	Tallo
Erysiphales	Erysiphaceae	Oidium eucalypti	Hojas
Ophiostomatales	Ophiostomataceae	Ophiostoma stenoceras	Cuello y raíz
Peronosporales	Peronosporaceae	Phytophthora cinnamomi	Plántulas, raíz
Russulaes	Stereaceae	Stereum hirsutum	Cuello, tocón, corteza
Capnodiales	Asterinaceae	Thyriopsis sphaerospora	Hojas
Xylariales	Amphisphaeriaceae	Truncatella angustata	Hojas
Diaporthales	Valsaceae	Valsa cinereostroma	Corteza ramas
Diaporthales	Valsaceae	Valsa sordida	Corteza ramas

Fuente: SAG, 2012.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Agrios, G., 1988.

Plant Pathology. 3. Ed. Academic Press, San Diego, 803p.

Ahumada, R. 2003.

Pathogens in commercial Eucalyptus plantations in Chile, with special reference to *Mycosphaerella* and *Botryosphaeria* species. Submitted in partial fulfillment of the requirements for the degree Magister Scientiae. Faculty of Natural and Agricultural Science. University of Pretoria. 154 p.

Alfenas, A., Demuner, N. and Barbosa, M., 1989.

A ferrugem e as opções de controle. *Correio Agric.* 1:18-20.

Alfenas, A., Maffia, L. and Sartorio, R., 1993.

Eficiência de triadimenol, oxicarboxim e diniconazole para o controle da ferrugem, *Puccinia psidii*, em brotações de *Eucalyptus cloeziana*, em condições de campo. *Rev. Árvore* 17:247-263.

Arnon, D. and Stout, P., 1939.

The essentiality of certain elements in minute quantity for plants with special reference to copper. *Plant Physiol.* 14: 371-375.

Artigas, J. y Villán, L., 2009.

Wood resistente to *Porotermes quadricolis* (Rambur), the wet wood termite (Isoptera: Termopsidae). *Gayana* 73(1): 1-11, 2009.

Artigas, J., 1994.

Entomología Económica: Insectos de interés agrícola, forestal, médico y veterinario (nativos, introducidos y susceptibles de ser introducidos). Ediciones Universidad de Concepción. 2 volúmenes. 1-1126 pp.

Auer, C., 2001.

Oídios de espécies florestais. In: Stadnik, M. J.; Rivera, M. C. Oídios. Jaguariuna, SP: Embrapa Meio Ambiente. p. 391-418.

Auer, C., Grigoletti, J. e Santos, A., 1999.

Oídio em eucaliptos no estado do Paraná. In: Congresso Brasileiro de Fitopatologia, 32. Suplemento. Fitopatologia Brasileira, v. 24, 1999. p. 117.

Bachiller, P., Cadahia, D., Ceballos, G., Ceballos, P., Cobos, J., Cuevas, P., Dafaue, C., Davila, J., González, J., Hernandez, R., Ledesma, L., Mallen, J., Molina, J., Montoya, R., Neira, M., Obama, E., Riesgo, A., Robredo, F., Romanyk, N., Ruperez, A., Sanchez, A., Soria, S., Toimil, F. y Torrent, J., 1981.

Plagas de Insectos en las Masas Forestales Españolas. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.

Baird, R., Watson, C. and Scruggs, M., 2003.

Relative longevity of *Macrophomina phaseolina* and associated mycobiota on residual soybean roots in soil. *Plant Dis.* 87:563-566.

Barnard, E., 1994.

Nursery-to-field carryover and postoutplanting impact of *Macrophomina phaseolina* on loblolly pine on a cutover forest site in North Central Florida. *Tree Planter's Notes* 45:68-71.

Barnes, S. Shaw, M., 2003.

Infection of Commercial Hybrid *Primula* Seed by *Botrytis cinerea* and Latent Disease Spread Through the Plants. *Phytopathology* 93(5):573-578.

Barría, G., Curkovic, S. y González, R., 1994.

El taladrador del eucalipto *Phoracantha semipunctata* Fabr. (Coleoptera: Cerambycidae) en Chile. Documento Técnico Revista Chile Forestal. Conaf. Chile. 8p.

Bertaux, F., Phalip, M., Martínez, M. et Schumacher, J., 1996.

Le Psylle de l'eucalyptus. Nouveau ravageur des eucalyptus en France. *Phytoma-La Defense des Vegetaux* 487:48-50. Boletín del Museo Nacional de Historia Natural, Tomo XXVII, Santiago de Chile 1959.

Bettiol, W., Ghini, R., 2003.

Proteção de plantas em sistemas agrícolas alternativos. In: Campanhola, C.; Bettiol, W. (Eds). Métodos alternativos de controle fitossanitário. Jaguariúna, SP. p. 80-96.

Bouvet, J. y Vaccaro, N., 2006.

Nueva especie de chinche, *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae) en plantaciones de eucalipto en el Departamento Concordia, Entre Ríos, Argentina INTA-EEA Concordia. Estación Yuquerí. CC nº 34, 3200, Concordia, Entre Ríos, Argentina.

Braun, U. y Dick M., 2002.

Leaf spot diseases of eucalypts in New Zealand caused by *Pseudocercospora* species. New Zealand Journal of Forestry Science 32(2): 221-234.

Brennan, E., Hrusa, G., Weinbaun, S. and Levisor, W. Jr., 2001.

Resistance of Eucalyptus species to *Glycaspis brimblecombei* (Homoptera: Psyllidae) in the San Francisco Bay area. PanPacific Entomologist. 77: 249-253.

Brown, B., Ferreira, F., 2000.

Diseases during propagation of eucalypts. In: Keane, P. J., Kile, G. A., Podger, F. D., Brown, B. N. Eds. Diseases and pathogens of Eucalypts. Collingwood: CSIRO Publish., p. 119-151..

Butin, H. y Peredo, H., 1986.

Hongos parasitos en coníferas de America del Sur con especial referencia a Chile. Bibliotheca Mycologica, J. Cramer, Berlin.

Carne, P. y Taylor, K., 1984.

Insects pests. In Hillis, W.E. and brown, AG: eds. Eucalyptus for wood production. 2 ed. Melbourne: Csiro, Academic Press, p 155-168.

Centre Tecnològic Forestal de Catalunya. 2006.

La enfermedad de las manchas foliares del Eucalipto en la Cornisa Cantábrica. Rural E Forestal. Número 5; 8. 16-29 p.

Cerda, L., 1996

Phoracantha semipunctata (Col. Cerambycidae) y *Chilecomadia valdiviana* (Lep. Cossidae) insectos taladradores de la madera: Principal problema entomológico asociado al cultivo de *Eucalyptus* spp. En Chile. VII Silvotecnica (Chile tema 12: 9 – 18).

Cerda, L., Aguilar, A. y Beeche, M., 1988.

Insecticidas para el control de *Rhyacionia buoliana* (Schiff) (Lepidoptera: Tortricidae): Ensayo de laboratorio. Bosque: 9 (1): 61 – 63

Chauzat, M., 2000.

Studies on the biology and control of the eucalyptus psyllid, *Ctenarytaina eucalypti* (Maskell), on ornamental foliage crops. 151 p. Ph.D. diss. National University of Ireland, Dublin, Ireland.

Chaves N, A Wang. 2004.

Combate del Moho Gris (*Botrytis cinerea*) de la Fresa mediante *Gliocladium roseum*. *Agronomía Costarricense* 28(2):73-85.

Cogollor, G., 1986.

Phoracantha semipunctata en plantaciones de *Eucalyptus* spp.
Revisión bibliográfica. Documentos de trabajo N° 6. Conaf-Corfo-Fao.
Chile. 43 p.

Cole M., Wiechel, T., Warren, Holmes, R., 2004.

Ensuring Optimal Quality Through Management Strategies For *Botrytis cinerea*. Department of Primary Industries. Monash University. Australian Government. 66 p.

Coutinho, T., Wingfield, A., Alfenas, M. and Crous, P., 1998.

Eucalyptus rust: A dis-ease with the potentia for serious international implications. *Plant Dis.* 82:819-825.

Crous, P., Knox-Davies, P., Wingfield, M. 1989.

Newlyrecorded foliage fungi of *Eucalyptus* spp. in South Africa. *Phytophylactica* 21: 85–88.

Curkovic, T; Gonzalez,R; Barría, G.1993.

Efectividad de un detergente en el control de la Conchuela Negra del Olivo *Saissetia oleae* (Olivier)](Homoptera:Coccidae), en pomelos y laurel de flor. *Investigacion Agrícola Vol. 13*(1-2):43-46 p.

Dahsten, D., Dreistadt, S., Garrison, R. & Gill, R., 2003.

Eucalyptus Redgum Conos Psyllid. Pest Notes. University of California. Agriculture and Natural Resources. Publication 7460. 4 pp.

Daniels, N., 1971.

Detection of insecticidal residue and control of soil insects. *Journal of Economic Entomology.* 64(1): 175-177.

Davison, E. y Tay, C., 1983.

Twig, branch and upper trunk cankers of *Eucalyptus marginata*. *Plant Disease* 67: 1285–1287.

De Carvalho, A., 1992.

Progresso da ferrugem (*Puccinia psidii* Winter) do eucalipto no sudeste da Bahia e resistência de espécies de *Eucalyptus* á doença. Tese (M.S.), Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.

De Castro, H., and Krünger, T., 1984.

Padronização de metodologia de inoculação de *Puccinia psidii* Winter em *Eucalyptus* para avaliação de resistência do hospedeiro. VII. (Abstr. 67) Congr. Paulista Fitopatol. UNESP, Botucatu, SP.

De Arruda, R., Silveira, L., Gonçalves, A., Krünger, T., 1998.

Nutrient status of *Eucalyptus citriodora* grow under different doses of boron and its relationship with the aggressiveness of *Botryosphaeria ribis*. *Cientia Forestalis* n. 53, p. 57-70.

Dell, B., Malajczuk, N. and Grove, T., 1995.

Nutrient disorders in plantation Eucalypts. Australian Center For International Agricultural Reserch. Australia. 110 p.

Denman, S., Pedro, W., Sadie, C. and Wingfield, M., 2004.

Evaluation of fungicides for the control of *Botryosphaeria protearum* on *Protea magnifica* in the Western Cape Province of South Africa. *Australasian Plant Pathology* 33 (1) 97 – 102.

Dick, M., 1982.

Leaf-inhabiting fungi of eucalypts in New Zealand. *New Zealand Journal of Forestry Science* 12: 525-537.

Dick, M., 1990.

Leaf-inhabiting fungi of eucalypts in New Zealand. II. *New Zealand Journal of Forestry Science* 20 : 65-74.

Dick, M., Gadgil, P., 1983.

Eucalyptus leaf spots. New Zealand Forest Service, Forest Pathology in New Zealand No.1.

Diodato, L. y Venturini, M., 2007.

“Presencia del psilido del escudo” (*Glycaspis brimblecombei*, Hemiptera, Psyllidae), plaga del *Eucalyptus*, en Santiago del Estero, Argentina. Quebrach. *Revista de Ciencias Forestales*, N° 14 Universidad Nacional de Santiago del Estero, Santiago del Estero, Argentina pp. 84-89.

Dourojeanni, M., 2010.

El taladro de los Eucaliptos, *Phoracantha semipunctata* (Fabricius) (Coleóptera: Carambycidae), Nuevo registro en el Perú. *Revista Forestal Perú* v.(1): 1-12.

Duran, L., 1952.

Aspectos ecológicos de la biología del San Juan verde, *Hyalomorphia elegans* (Burm.) y mención de las demás especies perjudiciales en Cautín. Agricultura Técnica (Chile). 12(1): 24-36.

Epstein, E., 1999.

Silicon. Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol. 50: 641-664.

Escobar, R., 2007.

Manual de viverización *Eucalyptus glubulus* a raíz cubierta. 1º Ed. Trama Impresores, Hualpén, Chile.

Ferreira, F., 1981.

Ferrugem do eucalipto ocorrência, temperatura para germinação de uredosporos, produção de teliosporos, hospedeiro alternativo e resistência. Fitopatol. Bras. 6:603-604.

Ferreira, F., 1983.

Ferrugem do eucalipto. Rev. Árvore 7:91-109.

Ferreira, F., 1989.

Ferrugem do eucalipto. Pages 129-152 in: Patologia Florestal Principais Doenças Florestais no Brasil. Sociedade de Investigações Florestais/Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG.

Ferreira, F., 1989.

Patologia Florestal. Principais doenças florestais no Brasil. Viçosa, Sociedade de Investigações Florestais, 570p.

Figueredo, A., García, C. e Grigoletti, A. 2001.

Doenças do eucalipto no sul do Brasil: identificação e controle. 18 p. (Circular Técnica Nº 45 Embrapa).

Furtado, E., Santos, C., Takahashi, S. e Camargo, F., 2000.

Doenças em viveiros de *Eucalyptus* spp: Diagnóstico e Manejo. Votorantim / Celulose e Papel. Botucatu, SP, p. 23,

Gadgil, P., 2005:

Fungi on trees and shrubs in New Zealand. Fungi of New Zealand Volume 4. Fungal Diversity Research Series 16: 1-437.

Garrison, R., 2001.

New agricultural pest for southern California: Red gum lerp Psyllid, *Glycaspis brimblecombei*. Los Angeles County Agricultural Commissioner Office. 4 p.

Gallegos, L. 2005.

Descripción y manejo de plagas y enfermedades en el arbolado urbano de la comuna de La Reina. Memoria para optar al Título Profesional de Ingeniero Forestal. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Chile. Santiago. Chile. 122 P.

Gentili, P., 1989.

Revisión sistemática de los Cossidae (Lep.) de la Patagonia Andina, Revista de la Sociedad Entomológica Argentina, 45 (1-4), 1989 (86).

González, L., 1984.

Lucha contra *Phoracantha semipunctata* Fabr. En el suroeste español. Bol. Ser. Plagas, 10. España pp. 185-204.

González, R., 1989.

Insectos y ácaros de importancia agrícola y cuarentenaria en Chile.

González, R. 2007.

Falsa arañita roja de la Vid, *Brevipalpus chilensis* Baker (ACARINA: TENUIPALPIDAE) y arañita roja de la uva de mesa, *Oligonychus vitis* Zaher & Shehata (ACARINA: TETRANYCHIDAE). Catedra de entomología. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile.

Govender, P., 1996.

Soil pest complex and its control in the establishment of commercial plantations in South Africa. In: Symposium on Impact of diseases and insect pests in tropical forests. Peechi (India), Noviembre 23-26 de 1996. IUFRO. pp. 406-415.

Guajardo, F., 2010.

“Gorgojo del eucalipto” *Gonipterus scutellatus* Gyllenhal (Coleoptera: Curculionidae). Nota Técnica N° 49. Gerencia Forestal. Departamento de Plantaciones Forestales. Corporación Nacional Forestal. Santiago. Chile. 11 pág.

Haehnel, W., 1984.

Photosynthetic electron transport in higher plants. Annu. Rev. Plant physiol. 35: 659-693

Hanks, L., Gould, J., Paine, T., Millar, J. & Wang, Q., 1995.

Biology and host relations of *Avetianella longoi* Siscaro (Hymenoptera: Encyrtidae), an egg parasitoid of the eucalyptus longhorned borer (Coleoptera: Cerambycidae). *Ann. Entomol. Soc. Am.* 88: 666-671.

Hortocampo, 2002.

Identificación, prevención y control de *Mycosphaerella*. Available to <http://hortocampo.com/blog/identificacion-prevencion-y-control-de-mycosphaerella>.

Huerta, A., 2006.

Guías para los laboratorios de Entomología Forestal. Apuntes Docentes N° 9. Departamento de Silvicultura. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, Universidad de Chile. Santiago, Chile. 64 p.

Ipinza, R., 1992.

Algunas consideraciones sobre la protección fitosanitaria en el cultivo de los eucaliptos. Corporación Nacional Forestal. Documento Técnico N° 61. Santiago, Chile.

Jacob, D. and Neser, S., 2005.

Thaumastocoris australicus Kirkaldy (Heteroptera: Thaumastocoridae) a new insect arrival in South Africa, damaging to Eucalyptus tree. *South African Journal of Science* 101: 233-236.

Karliner, J., 1997.

The barons of bromide: The corporate forces behind toxic poisoning and ozone depletion. *The Ecologist* 27:90-98.

Kaul, O. Srivastava, P. and Tandon, V., 1970.

Nutrition studies on eucalyptus. IV. Diagnosis of mineral deficiencies in *Eucalyptus globulus* seedlings. *Indian Forester* 97 (6): 453-465

Kendig, S., Rupe, J. and Scott. H., 2000.

Effect of irrigation and soil water stress on densities of *Macrophomina phaseolina* in soil and roots of two soybean cultivars. *Plant Dis.* 84:895-900.

Klein Koch, C., and Waterhouse, D.F. 2000.

The distribution and importance of arthropods associated with agriculture and forestry in Chile (Distribucion e importancia de los artropodos asociados a la agricultura y silvicultura en Chile). ACIAR Monograph No. 68, 234 pp.

Kotzé, J. y Darvas, J., 1983.

Integrated control of avocado root rot. California Agricultural Society Yearbook 67, 83-86

Krugner, T., y Auer, C., 2005.

Doenças dos eucaliptos. In: Kimati, H.; Amorin, L.; Rezende, J. A. M.; Bergamim Filho, A.; Camargo, L. E. A. (Ed.) Manual de fitopatologia – Doenças das plantas cultivadas. São Paulo: Agronômica Ceres, 4. ed, v. 2, p. 319-332,

Macias, J., 2001.

Plagas Forestales Neotropicales. Manejo Integrado de Plagas, 6:90-91.

Madrid, F., 1974.

Rhopalomyia nothofagi Gagne, biología y daño en Roble (Diptera: Cecidomyiidae). Boletín de la Sociedad de Biología de Concepción 48: 395-402 pp.

Malaus, J., 1998.

Des insectes au secours des eucalyptus. Biofutur 176:34-37.

Mansilla, J., 1992.

Presencia sobre Eucalyptus globulus Labill de Gonipterus scutellatus Gyll. (Col, Curculionidae) en Galicia. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 18: 547-554.

Marschner, H., 1995.

Mineral Nutrition of Higher Plants, 2nd ed. Academic Press, London.

Martínez, G. y Bianchi, M., 2010.

Primer registro para Uruguay de la chinche del eucalipto, Thaumastocoris peregrinus Carpintero y Dellappé, 2006 (Heteroptera: Thaumastocoridae). Agrociencia (2010) Vol. XIV N° 1 pág. 15 – 18.

Mengel, K. and Kirkby, E., 1987.

Principles of Plant Nutrition. International Potash Institute, Worblaufen-Bern, Switzerland.

Meza, P. y Baldini, A., 2001.

El Psyllido de los Eucaliptos Ctenarytaina eucalypti Meskell (1890) (Hemiptera, Psyllidae). Corporación Nacional Forestal (CONAF). Nota Técnica: año 21 n°39.

Minaei, K. 2012.

First report of an endemic Australian thrips, *Thrips australis* (Thysanoptera: Thripidae) on *Eucalyptus* in Shiraz, Iran. *Journal on Entomological and Acarological Research* 2012. Volume 44:e9.42-45 p.

Morrison, D., 1981.

Armillaria root disease: a guide to disease diagnosis, development and management in British Columbia. BC-X-23. Victoria, BC: Canadian Forestry Service, Pacific Forest Research Centre; 15p.

Muñoz, A. y Murúa, R., 1987.

Biología de *Octodon bridgesi bridgesi* (Rodentia, Octodontidae) En la Zona Costera de Chile Central. *Bol. Soc. Biol., Concepción, Chile*, tomo 58 pp. 107 – 117.

Muñoz, A., Murúa, R. y Rodríguez, J., 1988.

Nuevo registros de *Octodon bridgesi* (Waterhouse, 1884) En la Cordillera de la costa de la VII y VIII Regiones de Chile, (Rodentia: Octodontidae). *Departamento de Ciencias Naturales, Universidad Católica A. Chile*.

NZFFA, 2008.

Eucalyptus foliage diseases. Pests and diseases of forestry in New Zealand. Available to <http://www.nzffa.org.nz/farm-forestry-model/the-essentials/forest-health-pests-and-diseases/diseases/Eucalyptus-leaf-spots/Eucalyptus-foliage-diseases#Mycosphaerella-swartii>.

Nico, A., Mónaco, G., Dal Bello y Alippi. H., 2005.

Efectos de la adición de enmiendas orgánicas al suelo sobre la capacidad patogénica de *Rhizoctonia solana*. II. Microflora asociada y antagonismo in vitro de los aislados más frecuentes. *RIA* 34:29-44.

Nojosa, G., 2002.

Uso de silicatos e fosfitos na indução de resistência. In: Pascholati, S. F. (Cord.). 1ª Reunião Brasileira sobre indução de resistência em plantas contra fitopatógenos / Perspectivas para o século XXI. São Pedro, SP. p. 24-26.

Nova, F., 1997.

Determinación de la época de instalación de árboles cebo para el control del taladrador del eucalipto *Phoracantha semipunctata* Fabr. En el valle central de VIII región. Memoria de título. Universidad de Concepción. Dpto. de Ciencias Forestales. Los Ángeles, Chile.

Oh, S., Cho, S., Kwon, T. and Yang, M., 1996.

Purification and characterization of phytoferritin. *J. Biochem. Mol. Biol.* 29:540–544.

Ojeda, P., González, H. y Araya, G., 2009.

Erradicación del conejo europeo *Oryctolagus cuniculus* Linnaeus, 1758 desde la Isla Santa Clara, Archipiélago de Juan Fernández. Informe Técnico N° 48. Chile.

Old, K., Gibbs, R., Craig, I., Myers, B., Yaun, Z., 1990.

Effect of drought and defoliation on the susceptibility of *Eucalyptus* to cankers caused by *Endothia gyrosa* and *Botryosphaeria ribis*. *Australian Journal of Botany* 38: 571–581.

Olivares, T., 2000.

Ctenarytaina euclypti (Maskell 1890): the blue gum psyllid in Chile Hemiptera: Sternorrhyncha: Psylloidea: Spondyliaspiniinae). *Gayana (Concep.)* v.64 n.2 Concepción 2000.

Paine, T., Dahsten, D., Millar, J., Hoddle, M. and Hanks, L., 2000.

UC Scientists apply IPM techniques to new eucalyptus pests. *California Agriculture*, 58(6): 8-13.

Pande, S., Singh, G., Narayana, J., Bakr, M., Chaurasia, P., Joshi, S., Johansen, C., Singh, S., Kumar, J., Rahman, M. and Gowda, C., 2001.

Integrated Management of Botrytis Gray Mold of Chickpea. India: International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics. 32 p.

Parra, P., 1997.

Evaluación del daño provocado por chicharra (*Tettigades* sp.) en un ensayo de procedencias y progenies de *E. globulus* ssp. *globulus* Labill en Mulchén, VIII Región, Chile. In: Congreso Internacional de Plagas Forestales, Pucón, Chile, 18 – 21 de agosto. 471 p.

Parra, P. y González, M., 1998.

La Chicharra. Informativo Sanitario Forestal N° 1. Instituto Forestal. Chile. 7 p.

Parra, P. y González, M., 1999.

Gorgojo del eucalipto. Informativo Sanitario Vegetal: Subgerencia de Tecnología Silvícolas, Chile, n. 2, p. 1-12.

Pinar, A., 2003.

Caracterización biológica de *Phoracantha recurva* Newman en el Parque Metropolitano de Santiago, Chile. Memoria de Título. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Chile, Santiago, Chile.

Protasov, A., La Salle J., Blumberg D., Brand D., Saphir, N., Assael, F., Fisher, N. and Mendel Z., 2007.

Biology, Revised Taxonomy and Impact on Host Plants of *Ophelimus maskelli*, an Invasive Gall Inducer on *Eucalyptus* spp. in the Mediterranean Area. *Phytoparasitica* 35(1):50-76.

Pujade, J., y Riba, J., 2004.

Dos especies australianas de aulófidos muy dañinas para *Eucalyptus* spp., introducidas en el nordeste ibérico (Hymenoptera: Eulophidae). *Sociedad Entomológica aragonesa* 35: 299 – 301.

Raven, J. and Smith, F., 1976.

Nitrogen assimilation and transport in vascular land plants in relation to intracellular pH regulation. *New Phytol.* 76: 415–431

Ripa, R y Rodríguez, F. 1998.

Avances en el Manejo integrado de plagas en cítricos y uva de mesa. *Revista Chile Agrícola*. Vol XXIII N° 235:266-269.

Ripa, R;Rodríguez,F; Larral,I; Rojas,S. 2003.

Manejo integrado de plagas en cítricos (MIP). 2003.

Rodríguez, F. y Sáiz, F., 2006.

Parasitoidismo de *Psyllaephagus pilosus* Noyes (Hym.: Encyrtidae) Sobre el Psílido del Eucalipto *Ctenarytaina eucalypti* (Maskell) (Hem.: Psyllidae) en Plantaciones de Eucaliptos en la V Región. *Agríc. Téc.*, vol. 66, n. 4, pp. 342-351.

Servicio Agrícola y Ganadero, 2006.

Informativo fitosanitario forestal, N° 3 marzo de 2006. Unidad de Vigilancia y Control de Plagas Forestales. Santaigo.Chile.4 p.

Servicio Agrícola y Ganadero, 2012.

Reunión del Comité asesor del SAG en Materias fitosanitarias. Forestales. Estado de situación de programas de control oficial de plagas forestales *Thaumastocoris peregrinus*. 11 Enero. Santiago.

Saiz, F., Giambruno, A. y Jeveles, P., 2003.

Ecología de *Ctenaritaina eucalypti* (Maskell, 1890) (Hemiptera, Psyllidae), plaga de *Eucalyptus globulus* Labill. En Chile. Rev. Chilena Ent. 29:19-28.

San Martín, L., 1991.

Informe preliminar prospección gusano blanco, Hacienda Rucamanqui. Forestal y Agrícola Monte Águila. Los Ángeles (Chile). 6 p.

Sánchez, M. y González, E., 2005.

Eucaliptos en proceso de recuperación: El psílido *Glycaspis brimblecombei* Moore declina en la región norte-centro de México. Folleto Técnico Núm. 26. Campo Experimental Pabellón, CIRNOC-INIFAP. 19 p.

Sanders, D., Brownlee, C. and Harper J., 1999.

Communicating with calcium. Plant Cell 11: 691–706.

Shaner, G., Abney, S. and Scott, D., 1999.

Charcoal rot of soybeans. Purdue University. Department of Botany and Plant Pathology. W. Lafayette. Available at http://www.lgseeds.com/LG_Tech2/resources/charcoalrotPU.pdf

Shea, S., Gillen, K. and Leppard, W., 1980.

Seasonal variation in population levels of *Phytophthora cinnamomi* Rands in soil in diseased, freely-drained *Eucalyptus marginata* Sm. sites in the northern jarrah forests of south-western Australia. Protection Ecology 2, 135-156.

Shearer, B., Tippet, J., Bartle, J., 1987.

Botryosphaeria ribis infection associated with death of *Eucalyptus radiata* in species selection trials. Plant Disease 71: 140–145.

Shelp, B., 1993.

Physiology and biochemistry of boron in plants. In Boron and Its Role in Crop Production, U. C. Gupta, ed., CRC Press, Boca Raton, FL, pp. 53–85.

Silva, C., 1915.

Mariposas perjudiciales, *Langsdorfia valdiviana*, Phil., *Langsdorfia moorei*, Silva. Sección Impresiones del Instituto Meteorológico Servicio de Policía Sanitaria Vegetal, Estación de Patología Vegetal.

Slippers, B., Crous, P., Denman, S., Coutinho, T., Wingfield, B., Wingfield, M., 2004.

Combined multiple gene genealogies and phenotypic characters differentiate several species previously identified as *Botryosphaeria dothidea*. *Mycologia* 96: 83–101.

Smith, H., Wingfield, M., Crous, P., Coutinho, T., 1996.

Sphaeropsis sapinea and *Botryosphaeria dothidea* endophytic in *Pinus* sp. and *Eucalyptus* spp. in South Africa. *South African Journal of Botany* 62: 86–88.

Smith, R., Hodges, C. and Cordell, C., 1989.

Charcoal root rot and black root rot. In Cordell, C.E., R.L. Anderson, W.H. Hoffard, T.D. Landis, R.S. Smith, and T. Harvey (eds.) *Forest nursery pest. Agriculture Handbook* 680. p. 112-113. U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Washington D.C., USA.

Stadnik, M., 2000.

Indução de resistência a oídios. *Summa Phytopathologica. Botucatu*, v. 26, n. 1, p. 175-177.

Stirling, A., Hayward, A. y Pegg, K., 1992.

Evaluation of the biological control potential of bacteria isolated from a soil suppressive to *Phytophthora cinnamomi*. *Australasian Plant Pathology* 21, 133-142.

Swadling, I. and Jeffries, P., 1995.

Isolation of Microbial Antagonists for Biocontrol Of Grey Mould Disease Of Strawberries. *Biocontrol Science and Technology* 6:125-136.

Troncoso, Ch., 1997.

Prospección exploratoria Chilecomadia valdiviana en *Eucalyptus nitens*, Nihuinco y Hacienda Rucamanqui Informe I y II, Dpto. de Investigación y Desarrollo, Forestal y Agrícola Monte Águila S. A.

Troncoso, Ch., 1999.

Detección y descripción de termitas en *E. nitens*. Informe técnico, Forestal y Agrícola Monte Águila, Hacienda Rucamanqui. Los Ángeles, Chile.

Troncoso, Ch., 2005.

Caracterización de patrones de comportamiento de *Chilecomadia valdiviana* (Philippi) (Lepidoptera: Cossidae), en el ataque a *Eucalyptus nitens* (Deane et Maiden) Maiden, con manejos silvícolas de poda y raleo, y ensayo de control mediante la técnica de árboles cebos, en la precordillera de Los Ángeles VIII región. Memoria de Título, Universidad de Concepción, Facultad de Ciencias Forestales, Departamento de Silvicultura. Concepción, Chile.

Troncoso, Ch., 2011.

Determinación de respuestas metabólicas secundarias defensivas en *Eucalyptus globulus* (Labill), inducidas mediante el agente entomológico *Ctenarytaina eucalypti* (Maskell) y su persistencia en la propagación vegetativa. Memoria doctoral, Universidad de Concepción. Programa de Doctorado en Ciencias Forestales. Concepción, Chile.

Ureta, E., 1959.

Revisión de la familia Cossidae (Lep. Het.) en Chile. Rev. Chil. Entomol. 27 (2): 129 – 153.

Vasquez, C. 2002.

Manejo integrado de la Conchuela Negra del Olivo *Saissetia oleae* (Olivier) (Homoptera:Coccidae). Seminario para optar al Título de Ingeniero de Ejecución Agrícola. Departamento de Agricultura del Desierto. Ingeniería de Ejecución Agrícola. Universidad Arturo Prat. Iquique. Chile. 48 p.

Villacide, J. and Carley, J., 2009.

Liebres y conejos como plagas de plantaciones forestales. Cuadernillo n° 7. ISSN 1851-4103. INTA, Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria.

Von Arx, J., 1987.

Plant pathogenic fungi. Beheifte zur Nova Hedwigia 87. J. Cramer, Berlin, Germany.

Webb, R., 1983.

Seed capsule abortion and twig dieback of *Eucalyptus camaldulensis* in South Florida induced by *Botryosphaeria ribis*. *Plant Disease* 67:108-109.

Weste, G. 1983.

Population dynamics and survival of *Phytophthora*. In: *Phytophthora, its biology, taxonomy, ecology and pathology* (Ed. by Erwin, D.C.; Bartnicki-Garcia, S.; Tsao, P.H.), pp. 237-258. American Phytopathological Society, St. Paul, USA.

Weste, G. y Taylor, P., 1971.

The invasion of native forest by *Phytophthora cinnamomi* 1. Brisbane Ranges, Victoria. *Australian Journal of Botany* 19, 281-294.

Weste, G. y Vithanage, K., 1979.

Survival of chlamydospores of *Phytophthora cinnamomi* in several non-sterile, host-free forest soils and gravels at different soil water potentials. *Australian Journal of Botany* 27, 1-9.

Whiley, A., Pegg, K., Saranah, J. and Forsberg, L., 1986.

The control of phytophthora root rot of avocado with fungicides and the effect of this disease on water relations, yield and ring neck. *Australian Journal of Experimental Agriculture* 26, 249-253.

Williams, R., Shaw, C., Wargo P. and Sites, W., 1998.

Armilaria Root Disease. Forest Insect & Disease Leaflet 78. U.S. Department of Agriculture Forest Service.

Withers, T., Raman, A. and Berry, J., 2000.

Host range and biology of *Ophelimus eucalypti* (gahan) (Hym.: Eulophidae), a pest of New Zealand eucalypts. *New Zealand. Plant Protection* 53: 339 – 344.

Yousfi, M., 1989.

Las bases de la lucha silvícola contra *Phoracantha semipunctata* Fabr. *Bol. San. Veg. Plagas*, 15:129-137.

Zarpelon, T., Guimaraes, L. and Coutinho, M., 2011.

QTL associated with resistance to defoliation (*Cylindrocladium pteridis*) in *Eucalyptus* spp. IUFRO Tree Biotechnology Conference 2011. "From genomes do integration and delivery".

Zentmyer, G. and Mircetich, S., 1966.

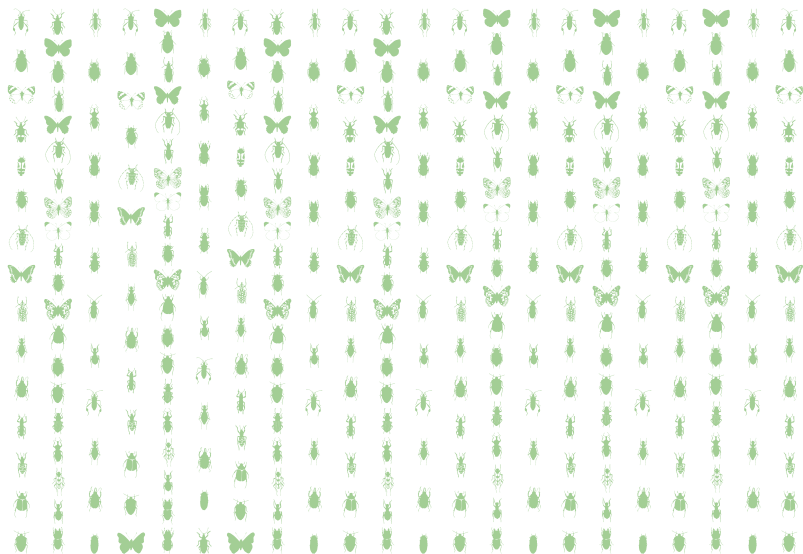
Saprophytism and persistence in soil by *Phytophthora cinnamomi*.
Phytopathology 56, 710-712

Zhou, S. y Stanosz, G., 2001.

Relationships among *Botryosphaeria* species and associated anamorphic fungi inferred from the analyses of ITS and 5.8S rDNA sequences. *Mycologia* 93: 516–527.

Zondag, R., 1982.

Ctenarytaina eucalypti (Maskell) (Hemiptera: Psyllidae). Forest and Timber insects in New Zealand. Forest Research Institute New Zealand Forest Service. 53:3 pp.





MANUAL DE PLAGAS Y ENFERMEDADES DE PLANTACIONES FORESTALES *Eucalyptus* spp



ISBN: 978-956-7669-28-8



9 789567 669288