Ministerio de Agricultura

Gobierno de Chile

conaf.gob.cl

CONAF
2012

MANUAL DE PLAGAS Y ENFERMEDADES DE PLANTACIONES FORESTALES

Pinus Radiata D. Don

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: 978-956-7669-29-5

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

Pinus Radiata D. Don

ÍNDICE

1. Agentes de Daño Bióticos 7

1.1 Dañadores de brotes 7

1.1.1 *Rhyacionia buoliana* (Den. et Schiff., 1775) (Lepidoptera: Tortricidae) 7

1.2 Defoliadores 11

1.2.1 *Antandrus viridis* (Blanchard, 1851) (Orthoptera: Acrididae) 11

1.2.2 *Bacunculus phyllopus* (Gray, 1835) (Orthoptera: Phasmidae) 13

1.2.3 *Coniungoptera nothofagi* (Rentz y Gurney, 1985) (Orthoptera: Tettigoniidae) 15

1.2.4 *Tanatopsyche chilensis* (Philippi, 1860) (Lepidoptera: Psychidae) 17

1.2.5 *Ormiscodes cinnamomea* (Feisthamel, 1839) (Lepidoptera: Saturniidae) 19

1.3 Succionadores 21

1.3.1 *Eulachnus rileyi* (Williams,1911) (Hemiptera: Aphididae) 21

1.3.2 *Essigella californica* (Essig,1909) (Hemiptera: Aphididae) 23

1.3.3 *Aspidiotus nerii* (Bouche,1833) (Hemiptera: Diaspididae) 25

1.3.4 *Cinara maritimae* (Dufour,1833) (Hemiptera: Aphididae) 27

1.3.5 *Thrips tabaci* (Lindeman,1889) (Thysanoptera: Thripidae) 29

1.3.6 *Pineus boerneri* (Annanad,1982) (Hemiptera:Adelgidae) 33

1.4 Dañadores de raíces 35

1.4.1 *Grammophorus niger* (Solier,1851) (Coleoptera:Elateridae) 35

1.4.2 *Sericoides germaini* (Dalla Torre,1921) (Coleoptera:Scarabaeidae) 37

1.4.3 *Agrotis ipsilon* (Hufnagel,1766) (Lepidoptera:Noctuidae) 39

1.5 Taladradores de madera 41

1.5.1 *Urocerus gigas* (Linnaeus, 1758) (Hymenoptera: Siricidae) 41

1.5.2 *Sirex noctilio* (Fabricius, 1773) (Hymenoptera: Siricidae) 43

1.6 Taladradores de corteza 45

1.6.1 *Hylurgus ligniperda* (Fabricius, 1787) (Coleoptera: Scolytidae) 45

1.6.2 *Orthotomicus laricis* (Fabricius, 1792) Coleoptera: Scolytidae) 47

1.6.3 *Hylastes ater* (Paykull, 1800) (Coleoptera: Scolytidae) 49

1.7 Enfermedades 51

1.7.1 *Armillaria mellea* ((Vahl ex Fr.) Krumer, 1871) (Agaricales: Physalacriaceae) 51

1.7.2 *Botrytis cinerea* (Kleb., 1930) (Helotiales: Sclerotinicaeae) 55

1.7.3 *Cyclaneusma minus* ((Butin) DiCosmo, Peredo y Mister, 1983) (Rhytismatales: Rhytismataceae) 57

1.7.4 Daño foliar del pino (DFP) 59

1.7.5 *Dothistroma pini* (Hulbary, 1941) (Capnodiales: Mycosphaerellaceae) 61

1.7.6 *Fusarium circinatum* (Nienberg y O'Donnell, 1998) (Hypocreales: Nectriaceae) 63

1.7.7 *Lophodermium pinastri* ((Shrad.:Fr.) Chev., 1826) (Ascomycetes: Rhytismataceae) 67

1.7.8 *Neonectria fuckeliana* (C. Booth) Castl. & Rossman (Hypocreales: Nectriaceae) 69

1.7.9 *Phytophtora cinnamomi* Rands (Pythiales: Pythiaceae) 71

1.7.10 *Diplodia pinea* ((Fr.) Dyko y Sutton, 1980) (Deuteromycotina: Coelomycetes) 73

1.8 Vertebrados 75

1.8.1 *Oryctolagus cuniculus* (Linnaeus, 1758) (Lagomorpha: Leporidae) 75

1.8.2 *Lepus europaeus* (Pallas, 1778) (Lagomorpha: Leporidae) 77

1.8.3 *Octodon bridgesi* (Waterhouse, 1884) (Rodentia: Octodontidae) 79

2. Deficiencias Nutricionales 80

Nitrógeno (N) 80

Fósforo (P) 80

Calcio (Ca) 81

Magnesio (Mg) 81

Potasio (K) 82

Boro (B) 82

Azufre (S) 83

Zinc (Zn) 83

Cobre (Cu) 83

Hierro (Fe) 84

Listado de insectos presentes en Chile asociados a plantaciones de Pinus radiata 85

Listado de hongos presentes en Chile asociados a Pinus radiata 88

Referencias Bibliográficas 90

Prólogo

Indudable es la riqueza de recursos forestales existentes en Chile, entre los cuales se destacan las plantaciones de Pino, abarcando una superficie de alrededor de 1.950.000 hectáreas, cuya importancia radica en que este recurso es y ha sido uno de los protagonistas del desarrollo forestal chileno, convirtiendo al sector forestal en un pilar fundamental de la economía. Una de las principales amenazas a la sustentabilidad y buen desarrollo de este recurso es el efecto producido por las plagas y enfermedades, que afectan el crecimiento y vigor de los arboles, lo que tiene una alta incidencia en la calidad de los productos que se obtienen de las plantaciones que puedan verse afectadas por estos organismos.

Nuestro país cuenta con un importante y efectivo sistema de protección fitosanitaria, a través del cual se ejecutan diversos programas de vigilancia y manejo de plagas, y sumado a las importantes barreras geográficas que se hacen presentes en el territorio, 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 fo-

calizar 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 Pinus radiata, reuniendo de una manera sencilla antecedentes bibliográficos conocidos de 33 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.

Rhyacionia buoliana (Den. et Schiff., 1775) (Lepidoptera: Tortricidae) polilla del brote

Figura 1: Adulto de *Rhyacionia buoliana* (Foto: C. Carreño)

1. AGENTES DE DAÑO BIÓTICOS

1.1 Dañadores de brotes

1.1.1 *Rhyacionia buoliana* (Den. et Schiff., 1775) (Lepidoptera: Tortricidae)

POLILLA DEL BROTE

DESCRIPCIÓN

El macho mide de 18 a 21 mm de envergadura alar y de 8 a 9 mm de longitud de su cuerpo. La hembra, algo más robusta, tiene de 21 a 31 mm de envergadura alar y la longitud de su cuerpo puede alcanzar los 11 mm. La cabeza es de color crema, así como el tórax y patas, haciéndose algo más oscura la coloración en el abdomen. Antenas filiformes, compuestas de 55 a 60 artejos. (Figura 1)

Las alas anteriores tienen coloración siena-rojiza, más o menos intensa. Alas posteriores de color gris-pardo, uniforme, con una franja más clara en el borde. Cada hembra pone de 70 a 80 huevos, que son de forma subelipsoidal, lenticular, de 0,9 a 1,3 mm de ancho, planos en la superficie inferior y convexos en la superior. Recién puestos son de color amarillento claro, que pasa a pardo rojizo antes de su eclosión.

Las larvas de primer estadio tienen una longitud aproximada de 2 mm; tras pasar cinco mudas, alcanza en el sexto estadio una longitud de unos 15 a 16 mm. Al final de su desarrollo adquieren un color pardo-rojizo.

La pupa es de tipo enfundado, alargada y mide unos 10 mm de longitud, de color castaño brillante y está provista de dos filas transversales de dientecillos o espinas en el dorso de cada uno de los segmentos abdominales, menos en los últimos, que presentan una sola fila de dientecillos. En el último segmento abdominal presenta 12 setas características, en forma de gancho (Artigas, 1994).

Esta especie posee una condición univoltina, y debido a la gran variedad de climas que ha encontrado la polilla del brote en su amplia distribución en el

Figura 2: Deformación fustal provocada por ataque de *R. buoliana* (Foto: C. Carreño)

país y a los pequeños cambios entre año y año, su ciclo de vida puede presentar algunas variaciones en las diversas regiones en donde esta presente, encontrándose ciclos mas largos (Lanfranco y Ruiz, 2010).Un ejemplo de ello es que en la Región de O'Higgins se ha observado que R. buoliana ha presentado 2 ciclos por año.

DISTRIBUCIÓN

En plantaciones de *P. radiata*, se puede detectar la larva recién emergida del huevo entre diciembre y febrero. A fines de invierno y comienzos de primavera, la larva migra desde su yema de hibernación hacia los brotes en crecimiento. La detección de los adultos se realiza en época de verano; el período de vida de éstos es muy corto, dura poco más de una semana (Huerta y Pérez, 1997). En Chile se detectó por primera vez en 1985, en la localidad de Ensenada, Región de Los Lagos, y actualmente se encuentra entre la Región de Valparaíso y la Región de Los Lagos (Huerta y Pérez, 1997, Lanfranco y Ruiz, 2010).

Figura 3: Liberación del parasitoide larval *Orgilus obscurator* (Foto: C. Carreño)

DAÑOS

La importancia del daño que ocasiona este insecto, radica en que su larva perfora las yemas y brotes de los árboles, pudiendo generar severas deformaciones. Cuando el ataque se produce en la yema o brote principal, éste se deforma provocando una reducción en la cantidad y/o calidad de la madera para fines industriales. (Figura 2)

Los principales síntomas y signos son: decoloración del follaje, caída de acículas, resinación en las yemas, yemas dobladas en forma de gancho y decoloradas, restos de capullos en los brotes y presencia de adultos y larvas en el follaje.

Dependiendo de la intensidad del ataque, las pérdidas de productividad del rodal pueden alcanzar valores cercanos al 15% o 20% del volumen total a la cosecha. Los árboles atacados por este insecto no mueren (Cerda et al., 1988).

CONTROL

El control se realiza mediante aplicaciones químicas y control mecánico, pero es recomendado principalmente el manejo integrado de la plaga, con énfasis en el control biológico, a través del parasitoide larval *Orgilus obscurator* (Hymenoptera: Braconidae), (Cerda et al., 1988; Simeone et al. 1997; Ide et al., 2007). (Figura 3).

Se ha comprobado además la participación de agentes nativos en el control de esta plaga, esta el caso de *Carduelis barbata*, que incorporó de manera significativa larvas de polilla a su dieta en plantaciones jóvenes y existen además alguna arañas, principalmente las asociadas al follaje, que consumen larvas y pupas. Algunos adultos de estos grupos de arañas utilizan las cámaras pupales de la polilla como sitios de ovipostura. (Simeone et al., 1997; Lanfranco y Ruiz, 2010).

Antandrus viridis (Blanchard, 1851) (Orthoptera: Acrididae)

Figura 4: Adulto de *Antandrus viridis* (Colección de insectos MNHN)

1.2 Defoliadores

1.2.1 *Antandrus viridis* (Blanchard, 1851) (Orthoptera: Acrididae)

DESCRIPCIÓN

Especie endémica de Chile, es áptera en su estado adulto. Posee el cuerpo completamente verde durante la vida, tomando un matiz más amarillento después de muerto. La cabeza es ancha, muy convexa por encima, débilmente aquillada en medio y un poco rugosa. Antenas delgadas, verdosas y tan largas como la cabeza y el protórax reunidos. Protórax de un matiz rosado por encima, un poco levantado en su mitad, rebajado lateralmente, rugoso, con su borde anterior un poco adelantado en medio y presentando un profundo surco transversal, bastante aproximado al borde posterior y más adelante otro, borrado por encima, pero muy distinto en los lados. Patas verdes, como las demás partes del cuerpo, muslos posteriores aquillados por encima y en los lados, con quillas un poco dentadas. Piernas rojizas en la extremidad y con espinas gruesas, muy largas y negruzcas en la punta. Tarsos posteriores rojizos. Abdomen muy grande, sobre todo en la hembra, verde con varias manchas laterales amarillas y otra azul en la base que desaparece después de muerto. Mide hasta 43 mm de longitud en el caso de las hembras y 27 mm en el caso de los machos. Ovipone en el suelo (Liebermann, 1944; Lewis, 1996). (Figura 4).

DISTRIBUCIÓN

La distribución geográfica de esta especie se extiende desde la Región de Coquimbo a la Región de Los Lagos (Lewis, 1996). Los adultos aparecen desde enero hasta abril.

DAÑO

El mecanismo de alimentación de *A. viridis* es particularmente dañino, el individuo se ubica en la base del brote y muerde las acículas en el tercio basal; de esta manera, gran parte de la acículas caen al suelo y sólo entonces *A. viridis* se alimenta del trozo restante. El insecto salta sin inconvenientes de un árbol a otro, incrementando el nivel de ataque dentro de un área continua y de cierta densidad (Lewis, 1996; Alonso y Goldarazena, 2005).
Los principales síntomas y signos son: defoliación, presencia de acículas en el suelo, presencia de adultos en el follaje y daño de acículas en el tercio basal.

CONTROL

Se estima que los enemigos naturales deben ejercer una buena acción de control. En casos extremos, se han realizado con éxito aspersiones aéreas con insecticidas de contacto. Entre los controladores naturales destacan pájaros y larvas de escarabajos derméstidos como depredadores de huevos (Lewis, 1996).

Bacunculus phyllopus (Gray, 1835) (Orthoptera: Phasmidae)

PALOTES

Figura 5: Adulto de *Bacunculus phyllopus* (Foto: D. Reyes)

1.2.2 *Bacunculus phyllopus* (Gray, 1835) (Orthoptera: Phasmidae)

PALOTES

DESCRIPCIÓN

El género *Bacunculus* alberga a la mayor parte de los fásmidos de Chile (Günther, 1953. citado por Smith et al., 2005), caracterizados por poseer un cuerpo muy alargado (hembras de 112 a 114 mm, machos 94 a 103 mm), delgado y áptero. Cabeza oblonga, lisa granulada o bituberculada. Segmentos abdominales más largos que anchos, segmentos anales en el macho en forma de techo, ápice profundamente hendido, en la hembra redondeado. Lámina subgenital del macho cónico-trincada, con proceso más o menos alargado, opérculo de la hembra prolongado más allá del extremo del abdomen, con dos lóbulos a ambos lados del noveno segmento. Sólo dos especies presentan caabeza bituberculada: *B. cornutus* y *B. blanchardii*. La particular forma de los huevos de ambas especies con sus costados asimétricos y la reducción del capítulo opercular (Sellick, 2000. citado por Smith et al., 2005), y distribución restringida entre los 37°30'- 43°08' S, diferencian a estas especies de *B. phyllopus* y *B. granulicolis*. Los estados juveniles son similares a los adultos. Tienen alta capacidad para mimetizarse semejando una pequeña ramita. Su detección se realiza por la presencia del adulto que junta las antenas y patas hacia adelante en la dirección del eje del cuerpo y levantan el abdomen en forma similar a como lo hace un escorpión (Artigas, 1994). (Figura 5)

DISTRIBUCIÓN

Se distribuye desde la Región de Coquimbo hasta la Región de Aysén del General Carlos Ibáñez del Campo (Artigas, 1994). De la Vega (2007) ha detectado su presencia entre primavera y verano. Se ha reportado que aparecen a mediados de octubre o de noviembre (Artigas, 1994).

DAÑOS

El palote provoca defoliaciones extremas en el follaje (cuando el ataque es intenso), influyendo en el crecimiento de las plantas atacadas ya que altera el proceso de fotosíntesis, (Ottero, 1990).

CONTROL

No existe un control en gran escala, debido a que los ataques se han presentado en forma ocasional y aislada, *B. phyllopus* presenta controladores naturales tales como; pájaros y larvas de derméstidos, como depredadores de huevos (Artigas, 1994; Lewis, 1996).

Coniungoptera nothofagi (Rentz y Gurney, 1985) (Orthoptera: Tettigoniidae)

Figura 6: Adulto de *Coniungoptera nothofagi* (Foto: C. Carreño)

1.2.3 *Coniungoptera nothofagi* (Rentz y Gurney, 1985) (Orthoptera: Tettigoniidae)

DESCRIPCIÓN

Los adultos se caracterizan por su tamaño robusto y una longitud corporal que oscila entre 25 y 30 mm. La oviposición se hace bajo la corteza desde el nivel del suelo hasta una altura de 21 m. Los huevos son planos, de color gris oscuro, fusiforme y miden alrededor de 8 mm de longitud y 2 mm de ancho; son puestos en forma individual o en pequeños racimos de hasta 8 a10 huevos, especialmente en árboles con corteza blanda y a una profundidad no superior a 1 cm. La hembra posee un ovipositor en forma de sable, de unos 20 mm de longitud, curvo y aserrado en el extremo, que le permite introducirlo en la corteza y depositar los huevos en el interior (Lewis, 1994). (Figura 6)

Las ninfas, recién eclosionadas, miden alrededor de 10 mm de longitud, son de color oscuro y presentan un marcado geotactismo negativo, dirigiéndose hacia las alturas del árbol, que es el punto en donde se concentra su alimento (Lewis, 1994).

DISTRIBUCIÓN

Se detectan sus huevos durante todo el año, las ninfas entre octubre y diciembre. Los adultos se presentan desde enero hasta abril (Lewis, 1994). Se ha detectado este insecto en la Región del Biobío, afectando plantaciones de *Pinus radiata*, tambien se reporta su presencia en un renoval de *N. obliqua* y *N. alpina* ubicado en la precordillera de Parral, Región del Maule, Chile (Lewis, 1996; Villa, 1996).

DAÑOS

C. nothofagi es considerada una plaga para *Pinus radiata* D. Don. Esta especie también tiene otros hospederos tales como *Nothofagus obliqua* (Mirb.) Oerst. (Roble) y *Nothofagus alpina* (Poepp. et Endl.) Oerst. (Raulí). En relación a su ataque a plantaciones de *P. radiata*, los principales daños son defoliaciones intensas, pérdidas de crecimiento y aumento de susceptibilidad al ataque de otros agentes dañinos.

Las ninfas ubicadas en la base del brote, muerden el tercio basal de la acícula, lo que causa que los dos tercios restantes caigan al suelo, alimentándose del resto. Además, se indica que el insecto tiene una marcada preferencia por las acículas del año anterior y cuando éstas son consumidas, comienza a alimentarse de acículas del año (Artigas, 1994; Lewis, 1996; Villa, 1996).

Los principales síntomas y signos son pérdida de área foliar, presencia de acículas en el suelo, presencia de adultos en el follaje y daño de acículas en el tercio basal.

CONTROL

La información referente a medidas de prevención y/o control que se puedan desarrollar para disminuir o evitar el ataque de este insecto es muy escasa, señalándose en algunos casos la carencia absoluta de antecedentes respecto a enemigos naturales o capacidad de dispersión natural del insecto. Se sabe que principalmente pájaros y larvas de derméstidos actúan como depredadores de *C. nothofagi*, asociándose la alimentación de este último a los huevos del insecto (Artigas, 1994; Lewis, 1996).

Tanatopsyche chilensis (Philippi, 1860) (Lepidoptera: Psychidae)
Bicho del cesto

Figura 7: Adulto de *Tanatopsyche chilensis*
(Foto: Colección de insectos MNHN)

Figura 8: Capullo de seda construido por la hembra adulta de *T. chilensis*
(Foto: colección de insectos MNHN)

1.2.4 *Tanatopsyche chilensis* (Philippi, 1860) (Lepidoptera: Psychidae)

BICHO DEL CESTO

DESCRIPCIÓN

Los machos adultos de *T. chilensis* son mariposas de hasta 35 mm de envergadura alar, su cuerpo está cubierto de pelos negros hirsutos, las antenas son de color negro igual que las patas; las alas no presentan escamas (transparentes, algo grises). Mientras que la hembra adulta puede llegar a medir hasta 26 mm de longitud, permanece toda su vida al interior de un capullo de seda y restos de vegetación, que ella construye y amplía a medida que va creciendo. (Figura 7)
Las larvas tienen la cabeza y el tórax color amarillo cremoso, con manchas de color castaño oscuro; el resto del cuerpo es oscuro, las patas son fuertes, deprimidas y terminadas en una garra aguda. Las larvas acarrean el capullo gris con algunos restos de vegetación agregados, en busca de alimento (Artigas, 1994). (Figura 8)

DISTRIBUCIÓN

Se ha detectado en Chile desde la Región de Coquimbo a la Región de Los Lagos (Baldini y Villa, 1992). La detección de los cestos ocurre durante todo el año, mientras que la de los adultos ocurre en verano (Eglitis y Holsten, 1972; Baldini y Villa, 1992; Dapoto et al., 2003).
Se considera un género bastante disperso y cosmopolita, encontrándose presente prácticamente en toda América.

DAÑOS

El bicho del cesto causa defoliaciones fuertes en primavera y en diciembre, período en el cual consumen el follaje del año, llegando a causar defoliación total del hospedero y pérdidas de crecimiento. Los ataques masivos son poco frecuentes.
Los principales síntomas y signos son defoliación y presencia del capullo o cestos de seda, que cuelgan de las ramillas, el cual es de color gris y en el que las hembras permanecen en el interior toda su vida (Dapoto et al., 2003).

CONTROL

A la fecha no ha sido necesario desarrollar un control operativo, ya que este insecto cuenta con numerosos enemigos naturales (Dapoto et al., 2003).

Ormiscodes cinnamomea (Feisthamel, 1839) (Lepidoptera:Saturniidae) cuncuna del pino

Figura 9: Larvas de *Ormiscodes cinnamomea* en *Pinus radiata* (Foto: Ch. Troncoso)

Figura 10: Defoliacion provocada por larvas de *O. cinnamomea* en *Pinus Radiata* (Foto: C. Carreño)

1.2.5 *Ormiscodes cinnamomea* (Feisthamel, 1839) (Lepidoptera:Saturniidae)

CUNCUNA DEL PINO

DESCRIPCIÓN

El huevo de este insecto mide 2 mm de largo, de forma ovalada, más estrecho en la parte basal, de color blanco verdoso que luego se torna grisáceo, en la cara externa (superior) son hendidos.

Las larvas recién emergidas miden entre 3 y 4 mm y llegan a medir hasta 100 mm de largo por 12 mm de ancho. Se distinguen en el cuerpo 13 segmentos, de color negro aterciopelado, con líneas longitudinales subdorsales y transversales amarillas; las líneas longitudinales, en algunas poblaciones, tienen pequeños trozos teñidos de rojo ladrillo a carmín; en el área ventral, el color aterciopelado se torna pardo amarillento. (Figura 9)

El macho adulto mide entre 60 y 80 mm de envergadura alar y un largo de 22 a 30 mm. Posee alas de color castaño claro y castaño rojizo.

La hembra adulta mide de 66 a 95 mm de envergadura alar y 25 a 40 mm de largo. Posee las alas de color castaño rojizo, con amplias áreas castaño blanquecino, y presenta líneas y manchas similares al macho (Artigas, 1994).

DISTRIBUCIÓN

En Chile se distribuye desde la Región de O'Higgins a la Región de Los Lagos (Artigas, 1994). Los adultos se detectan entre febrero y junio y las larvas entre marzo y octubre (Artigas, 1994).

DAÑOS

O. cinnamomea es uno de los insectos nativos que se han adaptado a consumir las acículas del pino insigne, dentro de los hospederos nativos se pueden mencionar *Peumus boldus* Mol. (Boldo), *Nothofagus dombeyi* (Mirb.) Oerst. (Coigüe), *Lithrea caustica* (Mol.) H. et A. (Litre), *Schinus latifolius* (Gill. ex Lindl.) Engler (Molle), *Cryptocarya alba* (Mol.) Losser (Peumo) y *Nothofagus obliqua* (Mirb.) Oerst. (Roble). Las larvas se dirigen hacia los ápices de las ramas para alimentarse de las acículas nuevas y van avanzando hacia el fuste consumiendo todas las acículas que se encuentren a su paso. La acción de este insecto es de mayor intensidad en la periferia que en el interior del follaje. La defoliación compromete gravemente el desarrollo del fuste, lo que se reconoce al observar los anillos de crecimiento correspondiente a los años de ataques intensos (Artigas, 1994). También es posible detectar la presencia de adultos y larvas del insecto en el follaje. (Figura 10)

CONTROL

Este insecto se caracteriza por tener controladores naturales efectivos en cada etapa de su desarrollo. Dentro de estos controladores naturales destaca un microhymenoptero del género *Apanteles*. No se recomienda el empleo de controles químicos, debido a la exitosa acción para bajar poblaciones que cumplen parasitoides y predadores, aunque, han demostrado gran efectividad los insecticidas de contacto (CORMA, 2004)

Eulachnus rileyi (Williams 1911) (Hemiptera: Aphididae)
pulgón

Figura 11: Adulto de *Eulachnus rileyi*. (Foto: A. Jensen)

1.3 Succionadores

1.3.1 *Eulachnus rileyi* (Williams 1911) (Hemiptera: Aphididae)

PULGÓN

DESCRIPCIÓN

Este insecto corresponde a un pulgón de alrededor de 2,2 a 3,5 mm de largo, de color castaño oliváceo con el cuerpo cubierto de pelos finos. Sus hembras vivíparas ápteras miden de 1,8 a 3,0 mm, de cuerpo color verde oscuro y secreción cérea gris azulada. Su cabeza y los dos primeros segmentos del tórax son esclerotizados. Antenas de color marrón y patas de color oscuro. (Nieto y Mier, 2002) (Figura 11)

Las hembras vivíparas aladas miden desde los 2,2 a 3,1 mm y son semejantes a las ápteras, presentando escleritos en grupos de cuatro a ocho en los uritros I a VII. Las hembras ovíparas son muy parecidas a las vivíparas, diferenciándose solo por la presencia de grupos de escleritos en el uritro VIII , de setas más delicadas y puntiagudas. (Nieto y Mier, 2002).

Machos alados muy similares a las hembras vivíparas aladas, pero se diferencian por su menor tamaño, sus uritros del I a VIII llevan de cuatro a ocho setas. De esclerotidos setíferos redondeados (Nieto y Mier, 2002).

De comportamiento holocíclico, las fundadoras aparecen de febrero a marzo, las aladas están presentes de marzo a octubre. Los sexuados a partir del mes de octubre hasta diciembre. (Nieto y Mier, 2002).

DISTRIBUCIÓN

Especie de origen paleártico occidental y de distribución cosmopolita, habiendo sido registrado en Europa, Asia, África y América latina. Siempre asociados a Pinus sp. En Chile se encuentra entre la Región de Valparaíso y la Región de Los Ríos, siempre asociados al género *Pinus*, por lo que se presume que su distribución podría abarcar la misma que su hospedero. (Artigas, 1994, Rosales y Cermeli, 1995; Koch y Waterhouse, 2000; Fuentes et al, 1997;Nieto y Mier, 2002)

DAÑO

La forma de alimentación de esta especie provoca un amarillamiento y manchado característico en las copas los árboles infestados. Otros síntomas de la infestación es la presencia de los diferentes estadios de esta especie, grandes cantidades de melaza, la presencia de fumagina, que se forma en las acículas y ramas, y abundante presencia de hormigas. Su ataque provoca clorosis, caída anticipada de acículas y puede llegar a provocar atrofia, bifurcación y disminución del crecimiento cunado el ataque es intenso. (Rosales y Carmeli, 1995; Nieto y Mier ,2002)

CONTROL

Por su importancia económica secundaria en Chile, no ha sido necesario llevar a cabo controles operativos de esta plaga; existen numerosos enemigos naturales que efectúan un buen control, como lo son los géneros, *Coccidophilus*, *Lindorus* y *Scymnus*. En casos extremos se puede utilizar insecticida sistémico (Rosales y Cermeli, 1995).

Essigella californica (Essig, 1909) (Hemiptera: Aphididae)
Áfido del Pino

Figura 12: Adulto de *Essigella californica* (Foto: Bartlett tree Experts)

1.3.2 *Essigella californica* (Essig, 1909) (Hemiptera: Aphididae)

ÁFIDO DEL PINO

DESCRIPCIÓN

Es un insecto de tamaño pequeño, en estado adulto su cuerpo mide de 1,30 a 2,38 mm de longitud, con antenas de 5 segmentos. De cuerpo pálido verdoso, ligeramente más oscuro detrás de la cabeza, cubierto parcialmente por pelos finos. Las setas dorsales, antenales y de las patas son generalmente romas o con ápices algo ensanchados. (King, 2002, Tadeu et al,2007, Ortego y Mier, 2012) (Figura 12).

Hembras vivíparas ápteras de color verde con tonos diferentes en tórax y abdomen, con escleritos poco discernibles y ápice de los antenómeros III, IV y V, los tarsos, cornículos, cauda y placa anal oscurecidos y el rostrómero negro. Las Hembras vivíparas aladas tienen pigmentos en cabeza, antenas, tórax y patas, sutura epicraneal bien marcada. Los antenómeros III y IV con 0 a 5 y 0 a 3 sensorios secundarios respectivamente. La nervadura medial de alas anteriores está bifurcada. (Ortego y Mier, 2012).

Las hembras pueden reproducirse sin ser fertilizadas y generan ninfas vivas que crecen rápidamente; el ciclo vital en condiciones favorables dura cerca de 7 días. (King, 2002; Ortego y Mier, 2012)

DISTRIBUCIÓN

De origen neártico, ha sido citada en Canadá, USA ,Australia, Nueva Zelanda México .Introducida en el Viejo Mundo y presente en Francia ,España y en el archipiélago de Madeira. En Sudamérica ha sido citada en Brasil, Argentina y en Chile se encuentra presente entre las Regiones de Valparaíso y del Maule, incluida la Región Metropolitana (SAG,2004; Gallegos, 2005; Ortego y Mier, 2012)

DAÑOS

Se puede encontrar al insecto en sus distintos estados en el hospedero. También se puede encontrar fumagina desarrollada sobre excreciones azucaradas que secretan estos áfidos y delatan su presencia. (Gallegos, 2005)

Asociado al género Pinus, causa la caída de las acículas, en especial en los árboles de mayor edad, pudiendo provocar la muerte por defoliación cuando el ataque es muy intenso. Cuando las poblaciones son menores, en el hospedero se observa clorosis y leve pérdida del follaje. (Gallegos, 2005; Tadeu et al, 2007)

CONTROL

En Chile no se aplica ningún control oficial para esta plaga pues no ha provocado grandes problemas, a pesar de ser considerado como un insecto de importancia forestal (SAG, 2012).

Las principales especies depredadoras de este áfido son: *Coccinella transversalis* Fabricius, *Diomus notescens* (Blackburn), *Harmonia conformis* (Boisduval), (Coleoptera: Coccinellidae), *Micromus tasmaniae* (Passeador), (Neuroptera: Hemerobiidae), *Iridomyrmex sp.* (Hymenoptera: Formicidae) y diferentes especies de arañas. (Tadeu et al , 2007)

El control químico es poco recomendable, pues no hay insecticidas selectivos que eliminen sólo a succionadores (Dahlsten et al, 2004). Los productos fosforados han sido eficaces cuando el hospedante es pequeño, como en tratamientos en vivero (De Liñán, 1998).

Los insecticidas sistémicos se recomiendan sólo cuando la secreción de mielecilla resulta intolerable. Estos productos pueden aplicarse al tronco, a la raíz, o asperjando el follaje (Dahlsten et al, 2004), pero su uso no es recomendable en periodos largos pues su costo es muy elevado.

Aspidiotus nerii (Bouche 1833) (Hemiptera: Diaspididae)

ESCAMA BLANCA DE LA HIEDRA

Figura 13: *Aspidiotus nerii* (Foto: University of Georgia)

1.3.3 *Aspidiotus nerii* (Bouche 1833) (Hemisptera: Diaspididae)

ESCAMA BLANCA DE LA HIEDRA

DESCRIPCIÓN

Su tamaño varía de 1 a 2 mm de diámetro; en estado adulto tiene un caparazón aplanado, circular y de color levemente gris. En la parte central suele tener una coloración amarilla o tonalidades levemente pardas. Bajo el caparazón de las escamas hembras, se encuentra el cuerpo amarillo aplanado dorsoventralmente. Esta especie carece de lóbulos en los lados del pigidio, lo que permite diferenciarla de la escama roja de los citrus, *Aonidiella aurantii* (Maskell). Las escamas que originan a los machos son de menor tamaño y más alargadas. El último segmento abdominal, estructura que es primordial para la identificación de este insecto, posee tres pares de lóbulos bien desarrollados y de aspecto periforme (Artigas, 1994; Arce y Cerda, 1995; Ripa et al, 2003d; Gallegos, L. 2005). Es una especie ovípara y en Chile se ha observado la ocurrencia de tres generaciones traslapadas (Arce y Cerda, 1995). (Figura 13)

DISTRIBUCIÓN

A. Nerii es una especie distribuida en todo el mundo, y ataca a numerosas plantas de diversas familias botánicas como caqui, críticos, olivos, paltos, papayos, acacias, laurel, helechos y especies del género *Pinus* entre otros (Artigas, 1994; Larraín et al, 2001). En Chile es una especie ampliamente distribuida, encontrándose desde la Región de Arica y Parinacota hasta la Región de Los Lagos, incluyendo Isla de Pascua, además esta asociada a especies forestales de zonas áridas a mediterráneas tales como peumo, litre, boldo, quillay, algarrobo, tamarugo, belloto, yaro, fresno y espino (Artigas, 1994; Arce y Cerda, 1995; Koch y Waterhouse, 2000)

DAÑOS

Su ataque se produce principalmente en madera y follaje de sus hospederos. Las ninfas, cuando encuentran un lugar apropiado se establecen e introducen su aparato bucal en los tejidos de la planta para alimentarse de la savia, pudiendo provocar una disminución en la fotosíntesis y productividad del hospedero. (Artigas, 1994; Arce y Cerda, 1995)

En pino, este insecto muestra una forma mas ovalada, posiblemente debido a la forma y ancho de las acículas del hospedero y por si solo no representa mayor importancia como daño directo, pero puede adquirir relevancia ya que, al provocar debilitamiento del árbol, podría facilitar el ingreso de otros organismos (Artigas, 1994; Arce y Cerda, 1995)

CONTROL

Por ser una plaga forestal secundaria no se aplica control. En el sector agrícola es considerado de importancia por ser perjudicial para muchas especies frutales. En esta área se conocen algunos controladores biológicos que han logrado buenos resultados, tales como *Chrysoperla* sp, *Coccidophilus* citrícola, *Aphytis chilensis*, *Azotus platensis*, entre otros, además de la utilización de insecticidas sistémicos (Artigas, 1994; Arce y Cerda, 1995).

Cinara maritimae (Dufour 1833) (Hemiptera: Aphididae)
PULGÓN

Figura 14: *Cinara maritimae* afectando acículas de *Pinus radiata* (Foto: CONAF)

1.3.4 *Cinara maritimae* (Dufour 1833) (Hemiptera: Aphididae)

PULGÓN

DESCRIPCIÓN

Este insecto presenta hembras vivíparas ápteras de longitud 2,5 a 4,2 mm, de color castaño oscuro con dos líneas longitudinales dorsales de manchitas negras. Su abdomen esta recubierto con pulverulencia cérea en la mitad posterior, posee patas de color castaño intenso, oscureciéndose en su parte subarticular de la tibia con el fémur. Con setas relativamente largas y delicadas, exceptuando las de la zona tibial.

Sus hembras vivíparas aladas presentan apéndices más pigmentados que las ápteras, con las tibias posteriores casi negras y uniformemente pigmentadas. No presentan escleritos dorsales. El medial de sus alas anteriores se presenta bifurcada dos veces. Sus setas antenales y dorsales son de largo similar al de las ápteras, diferenciándose en sus setas tibiales, que pueden alcanzar un largo de 0.160 mm. Las hembras ovíparas son muy similares a las vivíparas ápteras.

Los machos son alados de menor tamaño y con menos pigmentación que las hembras aladas. Las tibias posteriores son de color marrón oscuro, con una porción mas clara en su parte media proximal, situada en el segundo y tercer sexto basal. (Nieto y Mier, 2002)

DISTRIBUCIÓN

Es una especie de distribución principalmente mediterránea, pero ha sido reportada en Medio oriente, Azores, Marruecos, Madeira y en Sudamérica. (Núñez, et al, 1996; Sanchis et al,1996) En el año 2006, *C. maritimae* fue reportada por primera vez, afectando Plantaciones de *Pinus radiata* en la Región Metropolitana y en la Región del Biobío (FAO, 2007). Se ha detectado afectando a *Pinus radiata* en las regiones del Maule, del Biobío y La Araucanía.(Rothmann,2012)

DAÑOS

Este insecto pertenece a un género que contiene un número importante de especies que infestan coníferas. Estos se alimentan de los líquidos del floema de su hospedero. Vive aisladamente o formando colonias pequeñas en las zonas de inserción de las acículas de los pinos, provocando generalmente la caída de estas. Prefieren en primavera los brotes más jóvenes, en los que generalmente se encuentran hormigas, respondiendo a una relación simbiótica, ya que estas se alimentan de las sustancias azucaradas presentes en las excretas de las ninfas. Ataques sucesivos pueden provocar la defoliación de su hospedero. (Figura 14)

Cinara maritimae no presenta mayor importancia económica para el *Pinus radiata* en Chile, pero tiene el potencial para llegar a ser una plaga de significancia mayor. (Artigas,1994;FAO, 2008). Se cree que *Cinara maritimae* podría ser vector de *Fusarium circinatum* (González, 2012)

CONTROL

En Chile no se registra control, pero existen enemigos naturales de este pulgón tales como *Pauesia jezoensis*, *Pauesia laricis*, *Pauesia picta* y *Pauesia pini* de los Hymenopteros, de los Coleopteros se conocen *Adalia bipunctata*, *Chilocorus bipostulatus*, *Coccinella septempunctata*, *Myrrha (Metamyrrha) octodecimgunata*, y de los Neurópteros se conocen *Chrysoperta carnea*. (Nuñez-perez y Tizado, 1996)

Thrips tabaci (Lindeman 1889) (Thysanoptera: Thripidae)

TRIPS DEL TABACO

Figura 15: Adulto de *Thrips tabaci* (Foto: University of Georgia)

1.3.5 *Thrips tabaci* (Lindeman 1889) (Thysanoptera: Thripidae)

TRIPS DEL TABACO

DESCRIPCIÓN

El adulto presentan un color amarillento a marrón claro, cambiando luego a marrón oscuro y algunas veces a negro. Cuerpo de longitud promedio de 1.2 mm un ancho de 0.4 mm a nivel abdominal, alas bien desarrolladas tipo plumosa y una expansión alar promedio de 1.5 mm. (Figura 15)

Las hembras miden cerca de 1.2 mm de largo, de color variable de amarillo a castaño oscuro según la época del año. Poseen antenas de 7 segmentos, de color amarillo con algunos segmentos de color gris. De alas largas y angostas, con presencia de franjas. Tienen patas de color mas claro que su cuerpo. Su abdomen posee 10 segmentos, con aparato ovipositor curvado hacia abajo con pequeños dentículos.

Los machos son bien escasos y se caracterizan por presentar áreas glandulares solamente en los esternitos abdominales III al V (Salas et al, 1993 ;Artigas,1994)

Debido a la escasez de machos, la reproducción es principalmente partogénica. Los huevos son depositados en las hojas introduciéndose con el ovipositor en los tejidos más tiernos. Son de forma cilíndrica, ligeramente arriñonada, con una longitud y ancho promedio de 0.20 y 0.10 mm., respectivamente. Recién depositados tienen color blanco cristalino, consistencia delicada y próximos a eclosionar se tornan amarillentos, observándose dos puntos de color marrón oscuro a rojizo que representan los ojos. (Salas et al, 1993 ;Artigas,1994)

La fase larval tiene dos periodos. En el primero se puede observar la cabeza, 3 segmentos torácicos, 11 abdominales. Posee dos ojos compuestos, sin evidenciarse ocelos y con antenas muy poco segmentadas. Se exhiben tres pares de patas torácicas y no contienen rudimentos alares. En el segundo periodo, posee un color blanquecino tornándose luego de color amarillento, mide en promedio 0.95 mm de longitud, es más móvil; se alimenta con voracidad.

La prepupa recién formada es de un blanco brillante, presentando los rudimentos alares poco desarrollados. Cuando está próximo a pupar se torna de color amarillento opaco y comienza a doblar las antenas hacia el dorso. Alcanza un tamaño promedio de 0.71 mm.

La pupa recién formada es de color amarillo claro, brillante, luego se torna más intenso y cuando muda, adquiere tonos de color marrón claro y la cutícula se oscurece. Los ojos son más grandes que en la prepupa y de color rojizo a marrón oscuro. Tiene apéndices expuestos exteriormente y separables del cuerpo, presenta una longitud promedio de 0.82 mm. Las antenas caen sobre el dorso del tórax y permanecen adosadas, son más larga que en la prepupa. Los rudimentos alares son de mayor longitud y el cuerpo asume una forma adulta. (Salas et al, 1993 ;Artigas,1994)

DISTRIBUCIÓN

Es de distribución cosmopolita, en Chile se encuentra desde la Región de Tarapacá hasta la Región de Aysén, incluyendo Isla de Pascua. Ha sido asociado a *Pinus radiata* en las regiones de la Araucanía y Los Lagos, principalmente en viveros (Artigas, 1994; Kock y Waterhouse, 2000)

DAÑOS

Es de hábitos semipolífagos, ataca tanto a especies hortícolas, frutales con flores y algunas especies forestales. Por poseer una aparato bucal raspador - succionador, laceran la epidermis de las hojas o acículas para alimentarse de la savia. El daño se manifiesta por el plegado y encrespado de las acículas apicales de las plantas afectadas. (Cerda, 1979; Artigas ,1994)

El estado adulto de este insecto es el mas dañino debido a que consume el doble de lo que consumen los estados pupales. Su ataque se traduce finalmente en deformaciones apicales (Cerda, 1979).

CONTROL

Existen enemigos naturales que son utilizados para controlar esta plaga, es el caso de *Orius tristicolor*, *Chrysoperla* sp. y el hongo *Neozygitis parvispora* (Artigas,1994)

Existen productos químicos organofosforados que sirven para el control de *Thrips*, tales como Dimetoato, Diazinon y piretroides como Mageos, entre otros.

Pineus boerneri (Annand 1928) (Hemiptera: Adelgidae)

PULGÓN LANÍGERO

Figura 16: *Pinus Radiata* atacado por *Pineus boerneri* (Foto: W. Cielsa)

Figura 17: Plantación de *Pinus Radiata* afectada por *Pineus boerneri* (Foto: M.Ibarra)

1.3.6 *Pineus boerneri* (Annanad, 1928) (Hemiptera: Adelgidae)

PULGÓN LANÍGERO

DESCRIPCIÓN

El adulto es relativamente pequeño, de aproximadamente 3 mm de longitud y color gris verdoso; estos insectos están cubiertos por gruesos filamentos blancos cerosos (Gallegos, 2005). Vive en colonias en la base de las acículas y en nudos y ramillas de *P. radiata* y otras coníferas (Artigas, 1994).

DISTRIBUCIÓN

En Chile este insecto se encuentra desde la Región de Valparaíso a la Región de Aysén del General Carlos Ibáñez del Campo (Artigas, 1994; Gallegos, 2005). La época de detección es en primavera y verano (Artigas, 1994).

DAÑOS

Pulgón que afecta al follaje, ramillas y brotes tiernos. Ataca preferentemente árboles jóvenes y los plantados en suelos pobres. Los ataques a la fecha ocasionan atrofia y bifurcación, además causan desecamiento y caída de las acículas. En los árboles intensamente atacados se observa una disminución del crecimiento (Gerding et al., 2006) y puede llegar a causar la muerte (Gallegos, 2005). Los principales síntomas y signos son clorosis, caída anticipada de acículas, abundante melada en la cual se desarrolla el hongo fumagina, y presencia de insectos. (Figura 16) (Figura 17)

CONTROL

No se controla en forma operativa, debido a la efectiva acción de depredadores de los géneros *Coccidophilus*, *Lindorus* y *Scymnus*; sin embargo, en caso de ataques extremos se aplican insecticidas sistémicos (Artigas, 1994). (Figura 18)

Figura 18: Depredador natural de *Pineus boerneri* (Foto: M. Ibarra)

Grammophorus niger (Solier, 1851) (Coleoptera: Elateridae)

Figura 19: Figura de adulto de *Grammophorus niger* (Foto: D. Nuñez)

1.4 Dañadores de raíces

1.4.1 *Grammophorus niger* (Solier, 1851) (Coleoptera: Elateridae)

DESCRIPCIÓN

El adulto es de cuerpo alargado con tamaño que oscila entre los 8 a los 17 mm, de color negro, cubierto de escasa pubescencia amarilla castaña y posee espinas en los costados del borde posterior del protórax. El protórax presenta una hendidura en forma de surco fácilmente distinguible. (Artigas, 1994). Cabeza con una impresión en la frente, de antenas oscuras. Patas de color castaño oscuro, algunos ejemplares poseen patas de color negro. Sus élitros son más anchos que el protórax con los bordes suavemente curvados.

Sus larvas son cilíndricas de hasta 19 mm de largo, de color amarillo y poseen pelos ralos dispersos en todo el cuerpo, su cabeza es oscura. En el dorso del último segmento tiene una placa endurecida inclinada con los bordes irregulares. (Figura 19)

DISTRIBUCIÓN

Se distribuye desde la Región de Coquimbo a la Región de Aysén. Se ha detectado afectando a plántulas de *Pinus radiata* en viveros en la Región de la Araucanía y en la Región de Los Lagos. (Artigas, 1994;Kock y Waterhouse, 2000).

DAÑO

Las larvas consumen las raíces bajo el suelo, ocasionando el mayor daño. Los adultos consumen la parte aérea del hospedero sin mayores consecuencias. Su daño puede ser considerado secundario, pues sus efectos son reversibles en casos menos graves. (Rodriguez et all, 2002; Artigas, 1994)

CONTROL

No hay referencias al respecto. En Chile no se aplica control oficial. (SAG,2012)

Sericoides germaini (Dalla Torre, 1912) (Coleoptera: Scarabaeidae) pololo café del trigo

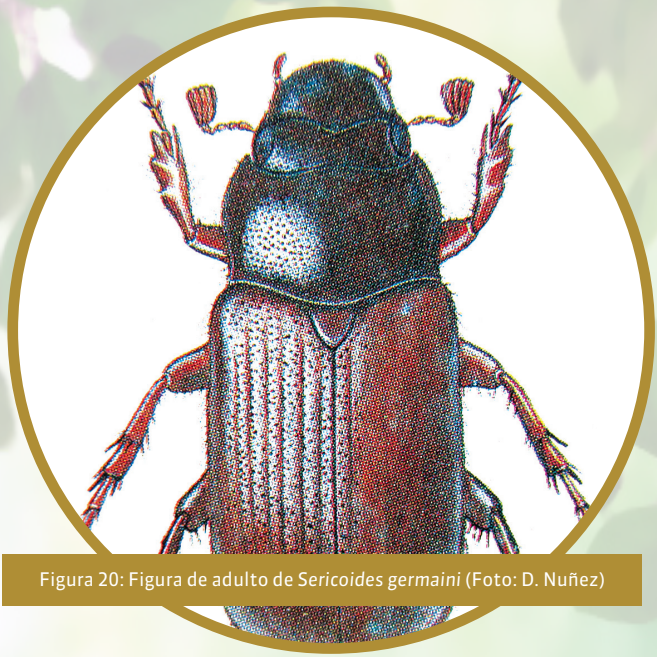


Figura 20: Figura de adulto de *Sericoides germaini* (Foto: D. Nuñez)

1.4.2 *Sericoides germaini* (Dalla Torre, 1912) (Coleoptera: Scarabaeidae)

POLOLO CAFÉ DEL TRIGO

DESCRIPCIÓN

Escarabajo de color castaño a castaño oscuro brillante con visos verdosos brillantes, con un cuerpo alargado que puede llegar a medir 10 mm de largo, con el tórax y cabeza más oscuros que el resto del cuerpo. La cabeza es de tamaño pequeño, ligeramente atenuada hacia adelante, de bordes aquillados y curvados hacia arriba, sutura frontal bifurcada; presenta antenas de cinco lamelas largas y delgadas en los machos y tres lamelas más cortas en las hembras de color castaño claro con pelos amarillos.(Artigas,1994)

Protórax mas ancho que largo, de bordes sinuosos, protono de bordes aquillados. Elitros alargados, con puntuaciones poco profundas que forman franjas poco definidas. (Figura 20)

Sus larvas son escarabeiformes de color blanco, con una longitud de 7,2 mm cuando están extendidos, poseen pelos ralos de color amarillo.

DISTRIBUCIÓN

Pertenece a la familia Scarabaeidae de América del Sur, se encuentra tanto en Chile como en Argentina. En Chile se distribuye de la Región del Biobío a la Región de Los Lagos. Se ha asociado al genero *Pinus* spp en las Regiones de la Araucanía y Los Lagos. (Artigas,1994;Smith, 2011)

DAÑOS

Los adultos consumen follaje y las larvas consumen raíces. El daño es considerado secundario, pues este es reversible cuando el ataque es en menor grado. Se han detectado larvas de esta especie consumiendo raíces de plántulas de *Pinus radiata* en viveros de la Región de La Araucania y Región de Los Lagos (Koch y Waterhouse, 2000).

Las larvas pueden permanecen aproximadamente siete meses en ese estado. Durante ese tiempo estas cambian de profundidad en el perfil del suelo, lo que es determinado en parte por la humedad del suelo, la temperatura y por la disponibilidad de raíces para alimento en estadios de mayor actividad alimentaria.

CONTROL

Los hongos entomopatógenos se pueden aplicar de diversas formas, siendo la suspensión de conidias una de las más comunes y de mayor uso en el control de plagas subterráneas, ya que en el suelo las conidias están más protegidas de factores como la radiación ultravioleta (UV) y el viento, siendo capaces de desplazarse en el perfil hasta alcanzar la plaga a controlar y, es el caso de *Metarhizium anisopliae*, el cual se ha utilizado para el control de plagas subterráneas, entre las cuales esta *Sericoides germaini* (Salazar et al, 2007). También es parasitada por *Morphodexia barros* (Diptera-Tachinidae). (Artigas,1994)

Agrotis ipsilon (Hufnagel,1766) (Lepidoptera: Noctuidae)

cuncunilla del pimentón

Figura 21: Figura de adulto de *Agrotis ipsilon* (Foto: D. Nuñez)

1.4.3 *Agrotis ipsilon* (Hufnagel,1766) (Lepidoptera: Noctuidae)

CUNCUNILLA DEL PIMENTÓN

DESCRIPCIÓN

Corresponde a un lepidóptero de tamaño mediano, cuya longitud alcanza entre 28 a 51 mm de envergadura alar. De cuerpo grisáceo, sus alas anteriores son de castaño oscuro en los dos tercios basales, el segundo par de alas son de color mas claro. La cabeza es de color castaño claro variando a rojizo, protórax mas oscuro que el resto del cuerpo (Artigas, 1994).

Las larvas alcanzan hasta una longitud de 45 mm, en el lado ventral y lateral tienen adornos pálidos. En la línea media dorsal lleva una franja más clara que el resto del cuerpo, son de color castaño oscuro y aspecto grasoso, de ahí deriva su nombre común Cuncunilla grasienta. Estas se curvan sobre un costado de su cuerpo, actitud típica de las larvas de esta especie. (Artigas, 1994). (Figura 21)

Las hembras oviponen en las grietas del suelo, cada una coloca entre 1500 a 2500 huevos en periodo de verano. (Artigas, 1994)

DISTRIBUCIÓN

Es de distribución cosmopolita, en Chile se encuentra presente entre la Región de Arica y Parinacota y la Región de Los Lagos, incluyendo Isla de Pascua (Artigas, 1994). Asociado a *Pinus radiata* entre las regiones de Valparaíso a los Lagos. Considerada de importancia local en la Región del Maule y en la Región del Biobío (Koch y Waterhouse, 2000)

DAÑOS

Sus larvas consumen las raíces, cortando el cuello de la planta y consumen hojas tiernas. Se le considera dentro del grupo de los gusanos cortadores. Especialmente perjudicial en plantas jóvenes y almácigos. Su ataque puede favorecer la entrada de otros organismos patógenos (Artigas, 1994).

CONTROL

Se reportan parasitoides larvales pertenecientes a la familia Tachinidae (*Archytas cirphis*, *Bonnetia comta*, *Carselia formosa*) también se reportan adultos del orden Hymenoptera: Braconidae (*Apanteles bourquini*, *Macrocentrus collaris*, *Meteorus Rubens*) e Ichneumonidae (*Amblyteles* sp, *Ophion* sp) atacando pupas y adultos.

Existen hormigas muy eficientes como depredadoras de este insecto, además hay nematodos entomófagos como *Hexamermis* spp. y el hongo *Steinernema* spp. que ayudan a reducir las poblaciones. (Artigas, 1994; Bayer CropScience, 2008)

Urocerus gigas (Linnaeus, 1758) (Hymenoptera: Siricidae)

AVISPA TALADRADORA DE LA MADERA

Figura 22: Adulto de *Urocerus gigas* (Foto:MNHN)

Figura 23: Galerías larvales provocada por *U. gigas* (Foto:G. Csoka)

1.5 Taladradores de madera

1.5.1 *Urocerus gigas* (Linnaeus, 1758) (Hymenoptera: Siricidae)

AVISPA TALADRADORA DE LA MADERA

DESCRIPCIÓN

Los adultos, tanto machos como hembras, son semejantes en aspecto, robustos y de tamaños variables, siendo las hembras de alrededor de 4 cm y los machos de 3 cm de longitud. Hembras y machos presentan coloración negruzca con franjas amarillas y los ojos negros con la porción posterior de color amarillento y antenas de color amarillo. (Figura 22)

Los huevos son de aproximadamente 1 mm, las hembras depositan varios de ellos en la albura, unos sobre otros separados por una capa de micelio del hongo *Amylostereum chailletti*, del cual se alimentan las larvas.

Las larvas son de color blanco cremoso con tres pares de patas toráxicas rudimentarias y una espina dorsal al final del abdomen. En sus primeros estadios, las larvas realizan galerías circulares en sentido transversal, luego avanzan en forma longitudinal al sentido de la fibra; estas galerías van siendo taponeadas con aserrín. Al emerger los adultos dejan orificios circulares (Rojas y Gallardo, 2005).

DISTRIBUCIÓN

Es originario de Europa y Asia y en Chile se encuentra distribuido desde la Región de Coquimbo a la Región de Aysén del General Carlos Ibáñez del Campo (Rojas y Gallardo, 2005). El ciclo de vida es univoltino, encontrándose larvas durante todo el año, pupas entre octubre y marzo, y adultos desde octubre hasta abril. Se ha reportado que en diciembre y enero las hembras de esta especie oviponen en las trozas de madera de sus hospederos (Lanfranco et al., 2001; Rojas y Gallardo, 2005).

DAÑO

Esta avispa ataca el fuste y está asociado a árboles moribundos o en proceso de desecamiento; se reconocen como principales hospederos a *Pinus radiata*, *Pseudotsuga menziesii*, *Pinus contorta*, *Abies* sp., *Larix* sp. y *Picea* sp. La hembra inyecta esporas de un hongo y una sustancia fitotóxica que interrumpe la circulación de nutrientes dentro del árbol. Cuando disminuye la humedad dentro del árbol, se desarrolla el hongo que sirve de alimento a las larvas de los primeros estadios. El daño producido por el hongo y las galerías formadas por el insecto inutilizan la madera (Lanfranco et al., 2001; Rojas y Gallardo, 2005) (Figura 23)

Los principales síntomas y signos son galerías larvales y manchas azules craqueladas en la madera.

CONTROL

Se realiza control mecánico a través de la eliminación física de larvas, pupas y adultos. Además se utiliza el método del árbol cebo, en el cual se deben voltear 3 o 4 árboles de unos 10-15 cm de DAP, trozarlos y arrumarlos en un sector no expuesto directamente al sol.

También se efectúa control químico en rollizos de exportación que están infectados. Se recomienda un rápido uso y movimiento de madera en los sectores de explotación o raleos con presencia del insecto (Lanfranco et al., 2001; Rojas y Gallardo, 2005).

Sirex noctilio (Fabricius, 1773) (Hymenoptera: Siricidae)
AVISPA TALADRADORA DE LA MADERA

Figura 24: Adulto hembra de *Sirex noctilio* (Foto: J.Ulloa)

Figura 25: Galerias larvales provocadas por *S. noctilio* (Foto: J. Ulloa)

Figura 26: *Megarhyssa nortoni*, Biocontrolador de *S. noctilio* (Foto: J. Ulloa)

1.5.2 *Sirex noctilio* (Fabricius, 1773) (Hymenoptera: Siricidae)

AVISPA TALADRADORA DE LA MADERA

DESCRIPCIÓN

El adulto corresponde a una avispa de cuerpo robusto, alargado y cilíndrico que puede alcanzar un tamaño de 9 a 36 mm. La hembra es de color azul metálico y patas rojizas. El macho es de menor tamaño y con los segmentos abdominales del tercero al séptimo de color café amarillentos, patas rojizas, excepto las patas posteriores que son negras. (Figura 24)

Los huevos son de color blanco, lisos y de forma elipsoidal. Las larvas son de forma cilíndrica y color crema, presentan espina supraanal de color café oscuro, en los primeros estadios; las larvas realizan galerías circulares taponeadas con aserrín. Al emerger los adultos dejan orificios circulares (Artigas, 1994).

En relación a su ciclo de vida, este generalmente es de un año, pero no se descarta la posibilidad de una fracción de esta plaga tenga un ciclo mas largo y en estudios de laboratorio referidos a su razón sexual, se determino que aun esta especie se encontraría en una etapa de colonización y dispersión.(Lanfranco y Ruiz, 2010)

DISTRIBUCIÓN

Se distribuye en zonas (hoy cuarentenadas), desde la Región del Biobío a la Región de Aysén (Aguilar y Lanfranco, 1988; Gómez, 2007).

Esta avispa de la madera es originaria de Eurasia. En América del Sur está presente en Brasil, Uruguay, Argentina y en Chile desde el 2001. Los adultos se encuentran desde fines de noviembre hasta fines de abril.

DAÑOS

Es una plaga cuarentenaria que causa mortalidad de árboles y destrucción de la madera.

La avispa al efectuar la ovipostura, junto con los huevos deposita esporas del hongo *Amylostereum areolatum* e inocula un mucus fitotóxico que debilita el árbol; en ataques severos puede causar la muerte del hospedero. Normalmente el ataque se inicia en árboles debilitados y/o suprimidos (Gómez, 2007).

Los principales síntomas y signos son galería larvales, orificios de salida de forma circular, gotas de resinación, marchitamiento del follaje, muerte de árboles, clorosis, defoliación, manchado de madera y presencia de adultos y estados inmaduros. (Figura 25)

CONTROL

En nuestro país se efectúa un control integrado de plagas, con énfasis en el control biológico mediante el nemátodo *Deladenus siricidicola*, el cual es inoculado en forma artificial en árboles cebos (los que previamente han sido debilitados para atraer la postura del insecto). Este nemátodo esteriliza a las hembras. Posteriormente el nemátodo es dispersado por el insecto en forma natural. Otros agentes de control complementarios son los hymenópteros parasitoides *Ibalia leucospoides*, *Rhyssa persuasoria* y *Megarhyssa nortoni* (Lanfranco y Aguilar, 1990; SAG, 2011). (Figura 26)

Hylurgus ligniperda (Fabricius, 1787) (Coleoptera: Scolytidae)

Figura 27: Adultos de *Hylurgus ligniperda* (Foto: W. Cielsa)

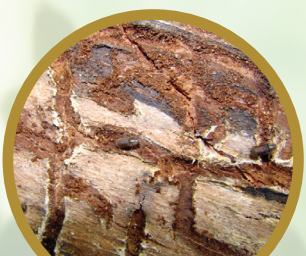


Fig. 28: Galerías producidas por el ataque de *H. ligniperda* (Foto: A. Alvarado)

1.6 Taladradores de corteza

1.6.1 *Hylurgus ligniperda* (Fabricius, 1787) (Coleoptera: Scolytidae)

DESCRIPCIÓN

Los adultos corresponden a insectos pequeños, de aspecto alargado y cilíndrico con medidas aproximadas de 6 mm de largo y 2 mm de ancho. Pronoto y élitros de color marrón oscuro punteado y piloso, con una línea media lisa longitudinal. Las antenas son geniculadas y poseen un escapo elongado (segmento basal), funículo antenal de 6 artejos, clavadas de maza cónica de 4 segmentos. Élitros con pilosidad irregular, más abundante en el declive. Declive elitral con un hundimiento entre la 1ª y 3ª interestría, más profunda en la hembra que en el macho. La longitud de las sedas laterales del pronoto es larga (López et al., 2007). (Figura 27)

Con la concavidad elitral sin espinas y con abundante pilosidad de color amarillento en todo el cuerpo. (Coulson y Witter, 1990). Los adultos de esta especie son monógamos, siendo las hembras las que inician la construcción de túneles y galería en el fuste del árbol, hacia el floema.

Las larvas son de color blanco, curvadas en forma de "C" y apodas. Sus mandíbulas junto con la cápsula cefálica son de color naranja y café oscura a negra. Las pupas son de color blanco (Rojas y Gallardo, 2005; Flint y Seybold, 2007).

DISTRIBUCIÓN

Insecto originario de Europa y Asia (Rojas y Gallardo, 2005). Actualmente se distribuye desde la Región de Valparaíso a la Región de Los Lagos, y se sabe que fueron introducidos de forma accidental en importaciones a Chile. Se han detectado hasta tres generaciones al año. En la Región de Los Lagos existen capturas de adultos durante todo el año (Rojas y Gallardo, 2005).

DAÑOS

Esta especie se encuentra asociada a muchas especies de coníferas, siendo principalmente las especies del genero *Pinus*, dentro del que se encuentran *P. pinea*, *P. halapensi*, *P. canariensis* y *P. radiata*.

El daño consiste en la construcción de galerías. Al eclosionar los huevos, la larvas realizan un número mucho mayor de galerías hasta tener el tamaño necesario en el cual comenzará su etapa de pupa; una vez adulto el insecto, generará orificios de salida, dañando cada vez más y progresivamente la salud del hospedero, deteriorándolo poco a poco hasta la muerte (Lanfranco et al., 2001; Rojas y Gallardo, 2005). (Figura 28)

Los principales síntomas y signos son galerías larvales, orificios circulares de insectos, pilas de polvillo café rojizo en la corteza, desechos de cosecha y cuello de árboles, presencia de adultos y estados inmaduros.

CONTROL

La presencia de trampas de feromonas para este escarabajo, al interior de los puertos es una buena herramienta de vigilancia y detección fitosanitaria.

En Chile se está investigando sobre posibles técnicas preventivas, como la utilización de repelentes, evitando de esta forma la colonización. Otras técnicas que se pueden adoptar es la quema de los desechos forestales, antes de efectuar la reforestación, destruir los desechos que puedan albergar al insecto en los lugares de acopio de trozas (Rojas y Gallardo, 2005; Sepúlveda, 2009).

Orthotomicus laricis (Fabricius, 1792) (Coleoptera: Scolytidae)

Figura 29: Ejemplar adulto de *Orthotomicus laricis* (Foto: University of Georgia)

Figura 30: Galerias larvales provocadas por el ataque de *Orthotomicus laricis* (Foto: University of Georgia)

1.6.2 *Orthotomicus laricis* (Fabricius, 1792) (Coleoptera: Scolytidae)

DESCRIPCIÓN

Este escarabajo al estado adulto es de un tamaño de 2 a 3 mm de largo, es caracterizado por su color negro y brillante en estado maduro, y coloración canela en etapas tempranas inmaduras. El rostro es corto, antenas clavadas, terminadas en una maza plana, subcircular anillada por suturas en arco hacia el ápice. Poseen un protórax muy desarrollado, lo que impide la visibilidad de la cabeza a simple vista, cuando se miran dorsalmente. Pronoto más largo que ancho, levemente ensanchado en la parte media. Posee élitros estriados por puntos gruesos y espaciados. La sección terminal del abdomen está provista de una escotadura profunda, usada para expulsar el aserrín de la galería, con declive elitral provisto de dientes, más pronunciados en los machos que en las hembras, característica distintiva de ambos sexos. (Figura 29)

Los huevos son de color blanco, brillantes y lisos, con los extremos redondeados miden menos de 1 mm de largo. Las larvas son blancas, ápodas y adoptan forma de "C". Pupas exaratas, blancas y de un largo aproximado de 3 mm (Bernal y Hernández, 1993; Rojas y Gallardo, 2005).

DISTRIBUCIÓN

Se distribuye entre la Región de Valparaíso y la Región de Los Lagos (Rojas y Gallardo, 2005). En Europa se ha informado que tiene dos generaciones al año. En Chile existen registros de presencia de adultos en los meses de febrero y agosto (Rojas y Gallardo, 2005). Fue detectado por primera vez en 1986, en restos de explotación en la Región del Maule.

DAÑOS

Esta especie actúa a través de la infección de ramas rotas, o a través de cualquier herida por la cual este insecto pueda entrar al huésped. El ataque a menudo conduce al estrés del árbol, causándole en estados más graves la muerte. El análisis del tronco del huésped debería revelar una extensa red de pabellones escavados por estos insectos. (Figura 30)

Esta especie ataca a una serie de coníferas; sus principales hospederos en el genero Pinus son *Pinus armandii*, *P. brutia*, *P. canariensis*, *P. cribaea*, *P. coulteri*, *P. echinata*, *P. kesiya*, *P. massoniana*, *P. mugo*, *P. nigra*, *P. patula*, *P. pinaster*, *P. pinea*, *P. radiata* y *P. sylvestris*, entre otros (Bernal, 2006).

Los principales síntomas y signos son pérdida del color del follaje, de verde claro, a amarillo y finalmente pardo rojizo, presencia de aserrín, galerías larvales y orificios de insectos en el fuste.

CONTROL

En Chile no se conocen muchas medidas de control, sin embargo, la mantención de los árboles saludables bajo condiciones nutricionales adecuadas puede evitar el ataque de estos insectos, ya que se ha registrado que el ataque ocurre con mucho más frecuencia sobre aquellos árboles que presenten estrés. Otra opción de manejo, es la quema de los desechos, restos de ramas y árboles (Bernal, 2006).

Hylastes ater (Paykull,1800) (Coleoptera: Scolytidae)

ESCARABAJO DE LA CORTEZA

Figura 31: Adulto de *Hylastes ater* (Foto: University of Georgia)

1.6.3 *Hylastes ater* (Coleoptera: Scolytidae)

ESCARABAJO DE LA CORTEZA

DESCRIPCIÓN

Este escarabajo es también conocido como escolito negro del pino. Es un insecto de origen europeo y como otras especies de escarabajos que atacan al pino, se asocia principalmente a restos de la actividad maderera que se acumulan con el tiempo, desarrollando de esta forma su foco infeccioso.

Morfológicamente los adultos poseen un aspecto alargado, cilíndrico, con colores variando del negro al rojo oscuro, con un tamaño entre 3,5 y 5 mm. El pronoto y los élitros son prácticamente glabros. Una línea lisa carente de puntuación recorre longitudinalmente el pronoto, el cual está finamente punteado. Las antenas constan de un funículo de 7 artejos y una maza ovoide compuesta de 4 segmentos. Presentan dimorfismo sexual; ventralmente, los machos presentan en el último segmento abdominal una depresión provista de sedas, mientras que en las hembras este último esternito es totalmente liso (López et al., 2007). (Figura 31)

Los huevos son de color blanco, brillantes y lisos, con los extremos redondeados y los lados paralelos miden menos de 1 mm de largo. Las larvas maduras son blancas, opacas, ápodas, y cilíndricas de 5 a 6 mm de largo. La cabeza es de color café amarillento, con las mandíbulas café oscuro a negro. Las pupas blancas poseen apéndices corporales libres (Lanfranco et al., 2001).

DISTRIBUCIÓN

En Chile fue detectado el año 1983 y actualmente se distribuye entre la Región de Valparaíso y la Región de Los Lagos; se estima que este insecto puede presentar hasta tres generaciones al año y los adultos se encuentran entre los meses de febrero y noviembre (Rojas y Gallardo, 2005).

Esta especie es originario de Europa; fue introducido accidentalmente a Chile, donde se ha convertido en plaga y ataca a plantaciones de pino.

DAÑOS

H. ater ataca principalmente a especies del género *Pinus*, sus principales hospederos son *Pinus radiata*, *Pinus nigra*, *Pinus pinea*, *Pinus halapensis* y algunas especies del género *Pseudotsuga*.

Se ubica principalmente en la parte basal de la planta, punto en el cual ejerce su mayor actividad. Ataca huéspedes que se encuentren debilitados o con algún nivel de estrés, produciendo anillamiento y en algunas ocasiones la muerte del huésped. Sintomáticamente se puede observar la pérdida de coloración del follaje del árbol afectado (Lombardero, 1995; Gómez et al., 2008).

CONTROL

Se realiza manejo silvícola, evitando provocar un excesivo debilitamiento de los árboles. Antes de efectuar la reforestación, destruir los desechos forestales, que puedan albergar al insecto y que dé desechos en lugares de acopio de trozas (Sepúlveda, 2009).

Armillaria mellea (Vahl ex Fr.) (Krumer, 1871) (Agaricales: Physalacriaceae)

(basidiomicetes: physalacriaceae) armillaria mellea

Figura 32: Cuerpos fructíferos de *Armillaria mellea* (Foto: J. Cuesta)

1.7 Enfermedades

1.7.1 *Armillaria mellea* (Vahl ex Fr.) (Krumer, 1871) (Agaricales: Physalacriaceae)

(BASIDIOMICETES: PHYSALACRIACEAE)

ARMILLARIA MELLEA

DESCRIPCIÓN

Comúnmente conocido como Hongo Amarillo, Hongo Miel, u Hongo Cuerda de zapato. Patológicamente es conocido como podredumbre de la raíz, o podredumbre blanca de la raíz. Esta especie posee cualidades parasíticas facultativas, lo cual le confiere una mayor cualidad de supervivencia y se encuentra dentro de los más peligrosos que pueden atacar a una plantación (Torres, 1998; Blanchard y Tattar, 1981). Son saprófitos y por lo tanto se desarrollan usualmente en alfombras sobre la materia orgánica en descomposición y en tocones de árboles, pero su cualidad parásita les permite utilizar como sustrato materia orgánica viva (Torres, 1998; López, R. 2002). En su estadio temprano presentan carpóforos no totalmente desarrollados con superficie pegajosa-viscosa (dependiendo más que nada de la humedad del medio), en su estadío maduro presenta setas carnosas lisas o ornamentadamente estriadas de color que puede variar desde el amarillo al marrón o ligeramente rojizos, con pequeñas manchas a forma de escamas negruzcas o marrones en el centro del carpóforo (Blanchard y Tattar, 1981). (Figura 32)

DISTRIBUCIÓN

A. mellea posee una amplia distribución, abarcando prácticamente todos los países del mundo (Torres, 1998). En Chile se encuentra distribuida desde la Región del Maule hasta la Región de Los Ríos (SAG, 2004). La época de aparición se remite a estaciones de mayor humedad, y mayoritariamente en otoño e invierno (mayo - julio).

DAÑOS

Los árboles afectados a menudo muestran síntomas de evidente decrecimiento en el desarrollo y muerte progresiva; incluso en algunas ocasiones el ataque de este parásito puede no presentar síntomas (Torres, 1998; López, R. 2002). Se propagan rápidamente mediante unos cordones miceliares de color oscuro formados por hifas diferenciadas que les dan cierto parecido a una raíz (Torres, 1998). Al infectar esta especie pierde su estructura característica en los puntos de infección y se extiende en la corteza y raíces del huésped; el signo más claro es la formación de una masa miceliar blanca y fluorescente, y ésta se observa al descortezar el individuo afectado (Blanchard y Tattar, 1981; López, R. 2002). El daño que puede llegar a causar es de mayor magnitud en las zonas forestales, repobladas artificialmente, llegando a ser tan dañino que elimina rodales completos de forma lenta y progresiva, ya sea a través de síntomas visibles, progresivos o repentinos de las copas de los arboles, las cuales se marchitan y deforman (Torres, 1998). En casos en que las precipitaciones son insuficientes o se presentan sequías, los daños causados por el hongo miel se magnifican, pudiendo llegar a ser clasificados como daños epidémicos (Torres, 1998).

EPIDEMIOLOGÍA

La infección se realiza vía subterránea en el contacto del micelio con las raíces del huésped sano. La mayoría de las especies leñosas son susceptibles a este patógeno, y más específicamente especies de coníferas como *Cedrus dodara*, *Pinus* sp., *Pseudoptsuga* spp. (López, R. 2002). Y algunas especies de latifoliadas como *Quercus* sp., *Acacia* sp., entre otras especies de posibles huéspedes (Torres, 1998; López, R. 2002).

CONTROL

control de esta enfermedad es bastante dificultoso, por lo que los mecanismos más efectivos de control son los preventivos (Torres, 1998; Blanchard y Tattar, 1981). Esto debido a que una vez que este patógeno se encuentra asentado en el terreno infectará las raíces, La posibilidad de salvar una planta infectada es casi nula (Torres, 1998). Algunas medidas de control básicas es evitar la utilización de abonos orgánicos, ya que éstos aumentaran la cantidad de masa orgánica disponible, de la cual este hongo saprófito podrá hacer provecho (López, R. 2002). Algunos tratamientos aplicados en España y California son el riego utilizando óxidos sulfurosos de hierro, o también la aplicación de sulfuro de carbono (Torres, 1998). Este último en particular es empleado ampliamente en California, y consiste en la aplicación de este agente químico a través de agujeros que se generan en el suelo cerca de los árboles infectados (Torres, 1998; Blanchard y Tattar, 1981). Este compuesto termina inhibiendo y eliminando a A. mellea, y se finaliza con la eliminación de cualquier resto orgánico como tocones infectados que queden en el área de cultivo (Torres, 1998; López, R. 2002).

Botrytis cinerea (Kleb., 1930) (Helotiales: Sclerotinicaeae) (leotiomycetes: sclerotinicaeae) moho gris

Figura 33: B.*cinerea* afectando acículas de pino
(Foto: R. Anderson)

1.7.2 *Botrytis cinerea* (Kleb., 1930) (Helotiales: Sclerotinicaeae)

(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 acículas y tallos. (Figura 33)

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).

DISTRIBUCIÓN

Se distribuye desde la Región de Atacama hasta la Región de Aysén del General Carlos Ibáñez de Campo (SAG, 2004). Se presenta durante el período otoño-invierno con temperaturas de 10 a 12 ºC, en condiciones de alta humedad (Coley-Smith et al., 1980).

DAÑOS

Causa la muerte de plántulas en viveros y muerte de brotes terminales en plantaciones recién establecidas, hasta un año de edad, tanto en pino como en eucalipto (Butin y Peredo, 1986).

EPIDEMIOLOGÍA

La 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 puede sobrevivir en materia orgánica, desechos vegetales como hojas muertas, frutos caídos y semillas, por lo que es muy fácil su diseminación por la acción del viento y la lluvia (Pande et al., 2001; Barnes y Shaw, 2003).

CONTROL

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

Cyclaneusma minus ((Butin) DiCosmo, Peredo y Mister, 1983) (Rhytismatales: Rhytismataceae) (ascomyota: rhytismataceae) banda café del pino

Figura 34: Pino afectado por esporas de *Cyclaneusma minus* (Foto: NZFFA)

1.7.3 *Cyclaneusma minus* ((Butin) DiCosmo, Peredo y Mister, 1983) (Rhytismatales: Rhytismataceae)

(Ascomyota: Rhytismataceae) banda café del pino

DESCRIPCIÓN

Es de una serie de especies conocida como hongos de la caída de acículas, que se encuentran como patógenos potenciales de *Pinus radiata* (Cobos et al., 1990; Blanchard y Tattar, 1981). Es un parásito débil, el cual posee características saprófitas de asimilación de nutrientes. Esta especie microscópica presenta ascosporas filiformes y conidios curvos a medida que se desarrolla en el huésped (Cobos et al., 1990; Blanchard y Tattar, 1981)

DISTRIBUCIÓN

Este patógeno fúngico se distribuye desde la Región de Valparaíso hasta la Región de Aysén (SAG, 2004), se desarrolla en forma latente durante el invierno comenzando a afectar durante el otoño, reactivando sus funciones fisiológicas a comienzos de primavera, tiempo en el cual suelen ser evidentes los síntomas de su actividad (Cobos et al., 1990).

DAÑOS

La mayoría de las afecciones ocurren durante el otoño, pero en algunos huéspedes no se observarán daños sino hasta comienzos de primavera (septiembre), en los cuales se puede notar el daño y pérdida acicular de los pinos (Blanchard y Tattar, 1981). Los primeros síntomas se muestran como pequeñas manchas verde claro, tornándose a amarillo en toda la acícula con marcas pardas rojizas transversales en ésta, desarrollando los signos que son fructificaciones de este hongo de color blanco opaco. (Cobos et al., 1990; Blanchard y Tattar, 1981). (Figura 34)

La actividad patogénica de este agente fúngico no es letal, pero la defoliación causada provocará la disminución del crecimiento de los árboles afectados (Blanchard y Tattar, 1981).

EPIDEMIOLOGÍA

C. minus ataca principalmente a muchas especies leñosas y coníferas tales como *Abies* sp., *Picea* sp., *Pseudotsuga menziesii* y especies de Pinus como *P. canariensis*, *P. halapensis*, *P. nigra*, *P. pinaster*, *P. pinea*, *P. radiata*, *P, sylvestris*, y *P. uncinata*, entre otras (Cobos et al., 1990).

CONTROL

No se conocen muchas medidas de control efectivas, pero sin embargo, hay algunas que pueden ser aplicadas para mitigar el efecto de *C. minus* sobre las plantaciones, como por ejemplo la utilización de fungicidas protectivos durante los períodos de infección de los rodales (Cobos et al., 1990; Blanchard y Tattar, 1981). En Pensilvania se ha procedido a la aplicación de fungicidas cuatro veces al año, partiendo a principios de invierno hasta principios de primavera, lo cual ha reportado muy buenos resultados en la mitigación de la propagación de este hongo (Cobos et al., 1990; Blanchard y Tattar, 1981).

Daño foliar del pino (DFP)

Fig. 35: Pinus radiata afectado con Daño Foliar del Pino (Foto: J. Ulloa)

1.7.4 Daño foliar del pino (DFP)

IDENTIFICACIÓN

Durante el año 2003 se observó por primera vez esta enfermedad que afecta a *Pinus radiata*. La sintomatología general que presentan los árboles afectados corresponde a una clorosis de las acículas, las que se tornan de color amarillo a gris opaco durante el invierno, adquiriendo posteriormente una tonalidad café rojizo al final de la primavera. Cuando comienzan a aparecer los primeros síntomas se pueden observar manchas transversales en las acículas afectadas, de coloración verde oscura o negra, cercana a la zona decolorada. Las primeras acículas que presentan el DFP se localizan en las ramas más bajas de la copa del árbol y en la sección más cercana al fuste, las que se mantienen adheridas por un largo período. Los brotes nuevos no son afectados, tampoco se presentan alteraciones en el fuste, en la madera o la corteza (Bulman y Ganley, 2007; Wingfield, 2007). (Figura 35)

DISTRIBUCIÓN

Este fenómeno es perceptible a partir del mes de junio, con mayor intensidad durante los meses de septiembre y octubre, oportunidad en la que se observa un aumento significativo de la defoliación de los pinos, siendo posteriormente menos visible o detectable a simple vista, como resultado de la generación del follaje nuevo o la aparición de síntomas asociados a hongos del follaje comunes en plantaciones de pino (*Dothistroma pini* y *Cyclaneusma minus*), entre otros.

DAÑO

Pérdida del follaje en dos o más temporadas, debilitamiento y disminución de productividad de las plantaciones afectadas, aumento de la susceptibilidad al ataque de plagas secundarias u oportunistas (Bulman y Ganley, 2007).

EPIDEMIOLOGÍA

Hasta el día de hoy sólo se conoce que es causado por el oomicete *Phytophthora pinifolia*.

CONTROL

No se han establecido mecanismos de control sobre esta enfermedad, así como tampoco se ha determinado el origen o causa del DFP, pero debido a que genera un aumento de la susceptibilidad de los árboles contaminados al ataque de plagas secundarias, se han realizado controles con fungicidas tendientes a mitigar este efecto (Bioforest S.A., 2008).

Dothistroma pini (Hulbary, 1941) (Apnodiales: Mycosphaerellaceae) (ascomycete: mycosphaerellaceae) tizón banda roja

Figura 36: Acícula de Pino afectada por *Dothistroma pini* (Foto: J. Ulloa)

1.7.5 *Dothistroma pini* (Hulbary, 1941) (Capnodiales: Mycosphaerellaceae)

(ASCOMYCETE: MYCOSPHAERELLACEAE) TIZÓN BANDA ROJA

DESCRIPCIÓN

Comúnmente conocido como tizón banda roja, o simplemente banda roja. Hongo patógeno necrotrófico perteneciente a los ascomicetes (Bradshaw et al., 2002). Posee un ascostroma con cualidades subepidérmicas de coloración negra (Torres, 1998). Es un ascomiceto microscópico, presentando ascas (sacos) de 11 a 16 por 3 a 4 µm bicelulares asimétricas y de forma fusiforme a elipsoidal. Sus conidios son presentados en color blanco, o rosado pálido, de un tamaño aproximado de 25 a 60 por 2 a 3 µm, rectas o ligeramente curvadas, generalmente con tres septos (Bradshaw et al., 2002; Torres, 1998). Bajo condiciones climáticas de lluvia ligera y neblina produce una masa mucilaginosa (Corma, 2003).

Esta especie en particular posee diversas nomenclaturas, siendo algunas variantes *Scirrhia pini*, o *Mycosphaerella pini*, denominaciones que varían según su fase sexual (Torres, 1998).

DISTRIBUCIÓN

D. pini posee una amplia distribución en muchos continentes y países, la gran mayoría pertenecientes a América, Europa Occidental y Australia (Corma, 2003; Bradshaw et al., 2002). No se conoce bien la distribución de este patógeno, pero se presume que está presente desde la Región del Biobío a la Región de Los Ríos.

DAÑOS

El síntoma más evidente debido a la acción de este patógeno es la decoloración progresiva de las acículas de *P. radiata* (Bradshaw et al., 2002). Esta decoloración se caracteriza por presentarse con coloración amarilla grisácea durante el invierno, tornándose a una coloración rojiza en primavera con la consiguiente necrosis progresiva de las acículas, produciendo finalmente la pérdida del follaje infectado, lo cual conlleva al decrecimiento en la productividad de la plantación y el aumento de la susceptibilidad al ataque de otras plagas potenciales (SAG, 2006; Torres, 1998). Causa elevados porcentajes de mortalidad en plantaciones jóvenes, en algunos casos hasta de un 40% (Torres, 1998). (Figura 36)

EPIDEMIOLOGÍA

Las principales especies que se ven afectadas por este hongo son *P. radiata* e híbridos de esta especie, *P. canariensis*, *P. halepensis* y *P. nigra*, entre otros (Corma, 2003; Torres, 1998).

CONTROL

Aún no se conoce totalmente en Chile la época de inicio de la infección, pero a pesar de esto se han establecido programas de aspersión de fungicidas como medidas preventivas desde la Región del Biobío hasta la Región de Los Ríos (SAG, 2006). Otros tratamientos aplicables es la producción de cultivares resistentes a este patógeno, o la utilización directa de fungicidas sobre las plantaciones (Corma, 2003; Torres, 1998). En caso de plantaciones ya infectadas se deberá proceder al tratamiento de los individuos afectados por gravedad, hasta definitivamente talar los individuos afectados y eliminarlos, en casos graves (Bradshaw et al., 2002; Torres, 1998).

Fusarium circinatum (Nienberg y O'Donnell, 1998) (Hypocreales: Nectriaceae) (deuteromicete: tuberculiaceae) cancro resinoso del pino

Figura 37: Pino afectado por *Fusarium circinatum* (Foto: CPF-Biocaf)

1.7.6 *Fusarium circinatum* (Nienberg y O'Donnell, 1998) (Hypocreales: Nectriaceae)

(deuteromicete: tuberculiaceae)

CANCRO RESINOSO DEL PINO

DESCRIPCIÓN

Hongo de cualidades parasíticas omnívoras, se le conoce comúnmente con el nombre de "chancro resinoso", es originario de Norteamérica y América Central, y se encuentra formando parte de un extenso grupo de parásitos facultativos que se pueden encontrar en el suelo en forma de saprófitos (Landeras et all, 2007; Generalitat Valenciana, 2010). En su fase teleromórfica es conocido como *Gibberella circinata*. Estos atacan a las plantas recién germinadas o plántulas (Generalitat Valenciana, 2010; Torres, 1998). En Chile ataca principalmente setos y ha causado la muerte de arboles de manera asintomática. En las plantaciones no existe diseminación secundaria, por lo que aún no se le considera como un gran problema.

DISTRIBUCIÓN

Se distribuye en gran parte del mundo, siendo su primera referencia oficial de detección en el año 2004 en viveros de Europa en Austria y Cantabria (Landeras et al. 2007). En Chile se encuentra desde la Región de Valparaíso hasta la Región de Aysén del General Carlos Ibáñez del Campo. Este hongo comienza su ciclo reproductivo durante los primeros meses de primavera (septiembre y octubre), siguiendo su ciclo vital durante los meses de verano y otoño (Generalitat Valenciana, 2010; Torres, 1998). Debido a su carácter parasítico facultativo y al ser capaz de vivir a expensas de materia en descomposición, logra sobrevivir al invierno en un estado de latencia, mediante la actividad saprófita en restos leñosos de madera y materia orgánica (Landeras et al. 2007; Torres, 1998).

DAÑOS

La infección produce muerte de ramas en individuos adultos y pudrición radicular y del cuello de plántulas en vivero (damping off), tiene la capacidad de infectar las estructuras vegetativas que se encuentran en diferentes estados de desarrollo y maduración (Landeras et al., 2007; Generalitat Valenciana, 2010; Torres, 1998). El fenómeno del damping off causa marchitez en el cuello de la raíz a nivel de suelo, produciendo estrangulación y oscurecimiento de éstas con la consiguiente caída del huésped infectado (Landeras et all, 2007; Generalitat Valenciana, 2010). La intensidad de desarrollo de la enfermedad puede aparecer en cualquier época del año, lo cual se encontraría directamente relacionado con las características del suelo donde se esté desarrollando el patógeno, siendo preferibles los suelos con un pH superior al neutro (Landeras et al., 2007; Generalitat Valenciana, 2010). (Figura 37)

EPIDEMIOLOGÍA

En Chile este patógeno sólo es un problema en vivero, pero existe una gran probabilidad de que esta enfermedad comience a afectar plantaciones en forma masiva.

La propagación de esta enfermedad se puede ver ampliamente favorecida debido a la proximidad de los individuos de la plantación, y en especial cuando éstos pertenecen a la misma especie. En casos graves de infección de rodales se pueden ocasionar pérdidas importantes (Landeras et al., 2007; Generalitat Valenciana, 2010; Torres, 1998). Su incidencia como patógeno forestal remite su actividad a especies leñosas coníferas del genero *Pinus* y *Pseudotsuga* tales como *Pinus radiata*, *Pseudotsuga menziesii*, *P. canariensis*, *P. elliottii*, *P. halapensis*, *P. rigida*, *P. palustris*, *P. ponderos*, *P. pugens*, *P. strobus* y *P. taeda* (Landeras et al., 2007; Generalitat Valenciana, 2010).

CONTROL

Existen varias medidas preventivas para este parásito. Como primera medida preventiva se debe evitar el uso de abonos orgánicos debido a la naturaleza de los parásitos causantes del damping off, pero en caso que no se pueda prescindir de estos, se aconseja su utilización, meses antes de la fecha establecida de siembra (Generalitat Valenciana, 2010; Torres, 1998). La otra forma de control, debido a la preferencia de este patógeno por suelos alcalinos, es la utilización de abonos minerales que logren una acidificación del suelo como el fosfato amónico y el sulfato potásico (Landeras et al., 2007; Generalitat Valenciana, 2010; Torres, 1998). Otras medidas de prevención son el evitar el uso de material de poda ya que eso aumenta la dispersión del parásito, aunque también es aconsejable la sanitización de estos elementos de poda cada vez que se pode un individuo del rodal (Torres, 1998). En España se han utilizado otros mecanismos preventivos como es el tratar las semillas que serán utilizadas con una temperatura de 60º C en calor seco durante 24 horas, que luego serán almacenadas en envases herméticos hasta su siembra.

Por otra parte, otras medidas serían buscar la erradicación del patógeno a través de la destrucción de cualquier foco infeccioso que pudiese ser detectado en plantaciones o viveros (Landeras et al., 2007; Generalitat Valenciana, 2010).

Lophodermium pinastri ((Shrad.: Fr.) Chev., 1826) (Ascomycetes: Rhytismataceae) tizón de las acículas del pino

Figura 38: Acicula afectada por *Lophodermium pinastri* (Foto: USDA)

1.7.7 *Lophodermium pinastri* ((Shrad.: Fr.) Chev., 1826) (Ascomycetes: Rhytismataceae)

TIZÓN DE LAS ACÍCULAS DEL PINO

IDENTIFICACIÓN

L. pinastri, presenta histerotecios, que se encuentran bajo el tejido epidermal de la acícula, cuando ésta se encuentra muerta. El apotecio se abre cuando se produce la maduración. En el interior de cada histerotecio se encuentran sus ascas, de forma alargada, en donde se encuentran sus ascosporas filiformes.
El área infectada de las acículas de los pinos presenta clorosis, en donde se distinguen puntos de color amarillento que asoman en la superficie del tejido, los cuales se van tornando de un color rojizo-marrón, que será el lugar donde se formarán los cuerpos fructíferos (apotecios) (Hunt, 1995; Ziller y Hunt, 1977).

DISTRIBUCIÓN

Se distribuye desde la Región del Biobío hasta la Región de Aysén del General Carlos Ibáñez del Campo (SAG, 2004). Los peritecios se forman durante el invierno, terminando su desarrollo en primavera, fenómeno que se produce sobre las acículas caídas o a punto de caer (Funk, 1985; Ziller y Hunt, 1977).

DAÑO

Necrosamiento de las acículas, las que se tornan de color marrón-rojizo. Las manchas se extienden sobre la acícula de forma irregular, dándole al tejido una consistencia dura, fenómeno que produce una disminución de la fotosíntesis, debido a la muerte y abscisión de acículas (Hunt, 1995; Ziller y Hunt, 1977). (Figura 38)

EPIDEMIOLOGÍA

Las lluvias permiten que los histerotecios se abran mediante una línea media de sutura por la cual liberan las ascosporas al embeberse de agua. Estas ascosporas son transportadas por el viento y la lluvia, de modo que germinan sobre las acículas, en donde inician las infecciones. Como hospedantes del *L. pinastri* se consideran a todas las especies del género *Pinus* (Funk, 1985; Ziller y Hunt, 1977).

CONTROL

Se recomienda realizar controles culturales tales como mantener limpio el sotobosque y plantar a densidades adecuadas. También pueden efectuarse controles químicos en plantaciones aplicando los siguientes fungicidas: Maneb, Clortanolino, Berolino y Ciclorexina, a finales de otoño (Myren et al., 1994).

Neonectria fuckeliana (C. Booth) Castl. & Rossman (Hypocreales: Nectriaceae) (sordariomicetes: nectraciae) revirado del pino

Figura 39: Cuerpos fructíferos de *Neonectria fuckeliana* (Foto: C. Careño)

1.7.8 *Neonectria fuckeliana* (C. Booth) Castl. & Rossman (Hypocreales: Nectriaceae)

(Sordariomicetes: Nectraciae) Revirado del pino

DESCRIPCIÓN

N. fuckeliana presenta un estado anamorfo actualmente conocido como *Cylindrocarpon cilindroides* Wr. Var. Tenue Wr, y comúnmente conocido como revirado del pino (Castelbury et al., 2006; Morales, 2009). Es una especie perteneciente a los ascomicetes, presentando peritecios que se distribuyen a través de condiciones húmedas. De ascosporas microscópicas con cualidades pegajosas (Castelbury et al., 2006; Hopkins y Dick, 2009). Los ascosporas poseen un tamaño que varía de 14 a 18 x 6 a 7 µm y son caracterizadas por un septo simple con dos células de igual tamaño (Morales, 2009; Hopkins y Dick, 2009). Las estructuras fructíferas corresponden a conjuntos peritecicos, de forma esférica globosa a periforme de paredes gruesas y superficies lisas, y con dimensiones que varían de 200 a 350 µm, con una medida de 300 ± 40 µm de diámetro (Morales, 2009; Hopkins y Dick, 2009). Los ascos de forma cilíndrica presentan ascosporas biceluladas (Hopkins y Dick, 2009).

DISTRIBUCIÓN

Se ha reportado la aparición de síntomas de la actividad de esta especie en verano, lo que podría sugerir que el desarrollo de esta especie es durante fines de otoño, invierno y primavera (Castelbury et al., 2006; Morales, 2009). Presente en varios países de Europa, como también en Estados Unidos y Nueva Zelanda, entre otros. En Chile se ha reportado en la zona costera del sur del país (Regiones de La Araucania y Los Ríos) (Morales, 2009; Hopkins y Dick, 2009).

DAÑOS

El ataque de este patógeno produce la aparición de heridas y zonas agrietadas (cancros), en las ramas y fuste de sus hospederos, además de torceduras en los fustes. A pesar de que los daños causados por este patógeno no son necesariamente letales para el individuo huésped, provocan una severa deformación en el árbol, afectando gravemente su calidad (Castelbury et al., 2006; Morales, 2009). (Figura 39)

EPIDEMIOLOGÍA

El hongo ingresa a la planta principalmente por heridas y verticilos, en el caso de muerte de ramas. También se señalan las heridas causadas durante las heladas o podas, como posibles vías de ingreso a la planta (Castelbury et al., 2006; Morales, 2009; Hopkins y Dick, 2009). Las principales especies huéspedes para el ataque de este patógeno son coníferas, siendo más frecuentes los géneros de Abies, Larix, Picea y Pinus (Morales, 2009; Hopkins y Dick, 2009).

CONTROL

En Chile actualmente no se conocen muchas medidas de control debido al desconocimiento existente de las características del ciclo biológico y epidemiológico del patógeno, sin embargo, se recomienda definir épocas de poda y desinfectar las herramientas de poda como método preventivo para la disminución de la infección de la zona podada, lo que permitiría mitigar los daños causados por este hongo fitopatógeno (Morales, 2009; Hopkins y Dick, 2009).

Phytophtora cinnamomi Rands (Pythiales: Pythiaceae) (Pythiales: Pythiaceae) pudrición de raíces

Figura 40: Pino radiata infectado por *Phytophtora cinnamomi* (Foto: E. Hansen)

1.7.9 *Phytophtora cinnamomi* Rands (Pythiales: Pythiaceae) (Pythiales: 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. (Figura 40)

DISTRIBUCIÓN

Este patógeno se ha reportado en la Región del Biobío (SAG, 2004). Las condiciones favorables para el desarrollo de este hongo son la alta humedad o agua libre en el suelo. A pesar de que *P. cinnamomi* fue originalmente reportada principalmente en zonas tropicales y subtropicales, al parecer, pueden sobrevivir y desarrollarse en países más helados y no parece estar restringido a temporadas de cultivo o las temperaturas de primavera (Zentmyer y Mircetich, 1966).

DAÑO

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 con las plantas aledañas. Los primeros síntomas de la infección incluyen marchitamiento, amarillamiento, sequedad del follaje y el oscurecimiento de la raíz. La infección conduce a menudo a la muerte de la planta, especialmente en verano, cuando las plantas pueden secarse.

EPIDEMIOLOGÍA

P. cinnamomi sobrevive en la materia vegetal muerta durante largos períodos (Shea et al., 1980). En esta fase saprofítica puede producirse un aumento de la población del patógeno. Éste hongo también puede sobrevivir en el suelo como micelio, esporangios, zoosporas en estado de resistencia (como quiste), 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).

CONTROL

Dentro de un esquema de manejo integrado, algunas medidas de control cultural que se utilizan para evitar los efectos de este 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.

Diplodia pinea ((Fr.) Dyko y Sutton, 1980) (Deuteromycotina: Coelomycetes) (deuteromicete: eferioidaceae) muerte apical

Figura 41: Ápice de rama de *Pinus radiata* afectado por *Diplodia pinea* (Foto: A. Furtado)

Figura 42: Pinus radiata afectado por *D. pinea* (Foto: C. Carreño)

1.7.10 *Diplodia pinea* ((Fr.) Dyko y Sutton, 1980) (Deuteromycotina: Coelomycetes)

(DEUTEROMICETE: EFERIOIDACEAE) MUERTE APICAL

DESCRIPCIÓN

Este patógeno fúngico de rápido crecimiento es también conocido como *Sphaeropsis sapinea* (Desm.). Esta especie es de tipo saprófita habitando sobre restos leñosos, sin embargo tiene la capacidad de adquirir caracteres virulentos llegando a producir daños considerables (Wallis et al., 2008). Para germinar la espora de esta especie necesita una humedad relativa del 100% por un período prolongado de 12 horas, siendo más favorables las épocas de primavera lluviosa (Torres, 1998). (Figura 41)

DISTRIBUCIÓN

D. pinea se encuentra ampliamente distribuido en el mundo, abarcando África, América del Sur, Australia, Nueva Zelanda y algunos países de Europa como Italia, Francia, Portugal, Rumania y España (Mulrooney, 2004; Wallis et al., 2008).En Chile se localiza desde la Región de Valparaíso hasta la Región de Aysén del General Carlos Ibáñez del Campo. Germina a principios de primavera y puede ser visto, ya sea a través de sus síntomas o de forma común, a mediados de verano, o más específicamente durante épocas lluviosas desde marzo a septiembre (fines de otoño, primavera y mediados de verano), produciendo estructuras fructíferas negras (Torres, 1998; Blanchard y Tattar, 1981; Mulrooney, 2004).

DAÑOS

Los síntomas del ataque de este patógeno aparecen primero en las acículas nuevas de los ápices, produciendo decoloración y por consiguiente la adquisición de un color marrón cuando se encuentra completamente asentado el patógeno (Torres, 1998; Wallis et al., 2008). Aparecen como signos, estructuras llamadas picnidios en los tallos de los ápices de las plantas, produciendo también exudación de resina en la infección de los brotes nuevos (Torres, 1998; Blanchard y Tattar, 1981; García y Del Burgo, 2008). La infección más grave en la planta producirá deformación del individuo, ya que una vez introducido *D. pinea* en los tejidos vegetales, éste se convierte en un parásito activo, produciendo un rápido crecimiento y avance del patógeno, a través de la rama infectada, provocando en casos extremos a la muerte de ejemplares adultos (Blanchard y Tattar, 1981; Mulrooney, 2004; Wallis et al., 2008). (Figura 42)

EPIDEMIOLOGÍA

Posee un amplio rango de huéspedes, la mayoría de ellos pinos de acículas comunes como *P. nigra*, *P. resinosa*, *P. mugo*, *P. sylvestris*, *P. ponderosa*, *P. Halapensis* y *P. radiata*. Entre sus huéspedes también podemos encontrar especies del género *Juniperus* sp., *Abies* sp., *Picea* sp., *Araucaria* sp., *Cupressus* sp., y *Thuja* spp. (Mulrooney, 2004; García y Del Burgo, 2008; Wallis et al., 2008).

CONTROL

Existe la opción de uso de agentes químicos protectivos, sin embargo no se consideraría la mejor opción debido a la frecuencia en que deben ser aplicados (Blanchard y Tattar, 1981; García y Del Burgo, 2008; Wallis et al., 2008). Si esto no es efectivo y la infección prosigue, se puede proceder a la corta y quema de los individuos infectados, evitando de esta forma la propagación (Mulrooney, 2004; García y Del Burgo, 2008; Wallis et al., 2008). En caso de un ataque más grave se procederá con la corta y el máximo aprovechamiento de los desechos (Torres, 1998).

Oryctolagus cuniculus (Linnaeus, 1758) (Lagomorpha: Leporidae)
CONEJOS

Figura 43: Adulto de *Oryctolagus cuniculus* (Foto: CONAF)

Figura 44: Plantación de Pino dañada por *Oryctolagus cuniculus* (Foto: R. Pinto)

1.8 Vertebrados

1.8.1 *Oryctolagus cuniculus* (Linnaeus, 1758) (Lagomorpha: Leporidae)

CONEJOS

DESCRIPCIÓN

Especie monoespecífica 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 43)

DISTRIBUCIÓN

Especie que 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. Debido a la introducción ha llegado a formar parte de la fauna chilena, encontrándose también en Argentina, México y Estados Unidos (Villacide y Carley, 2009; Ojeda et al., 2009). En Chile, en la actualidad, la presencia del conejo europeo no sólo se observa en la porción central del territorio, sino también en el archipiélago Juan Fernández, Tierra del Fuego y 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)

Se alimenta de 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 pino 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 44)

ESPECIES AFECTADAS

Esta especie suele atacar a muchas especies de coníferas, pero se han registrado una marcada preferencia por las especies: *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 ha 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, 1778) (Lagomorpha: Leporidae)

LIEBRES

Figura 45: Adulto de *Lepus europaeus* (Foto: M.Salas)

1.8.2 *Lepus europaeus* (Pallas, 1778) (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 la legislación vigente. (Villacide y Carley, 2009). (Figura 45)

Posee orejas más 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 éstas. 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 está 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 plaga países como Argentina, Perú, Bolivia, Venezuela, entre otros países 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 los pinos, y también en menor medida suelen ramonear las acículas y 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 éstas causa la muerte de los individuos o ramificación indeseada. (Villacide y Carley, 2009). Esta especie ataca principalmente durante los 2 a 3 primeros años (Villacide y Carley, 2009).

ESPECIES AFECTADAS

Esta especie suele atacar a muchas especies de coníferas, pero muestra preferencia por las especies de *Pinus radiata*, *Pseudotsuga menziesii*, y *Pinus contorta*, entre otras.

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, mientras que 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)

Octodon bridgesi (Waterhouse, 1884) (Rodentia: Octodontidae)

DEGÚ DE LOS MATORRALES

Figura 46: Adulto de *Octodon brigdesi* (Foto: Heilderberg zoo)

Figura 47: Fuste dañado por acción de *Octodon brigdesi* (Foto: R. Pinto)

1.8.3 *Octodon bridgesi* (Waterhouse, 1884) (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

En Chile se distribuye preferentemente en la zona costera, en la cordillera de la Costa, al poniente del valle central, abarcando desde la Región del Maule hasta la Región de Los Lagos (Muñoz y Murúa, 1987; Muñoz et al., 1988). 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 período reproductivo del degú de los matorrales abarca los meses de invierno hasta principios de primavera.

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). (Figura 47)

ESPECIES AFECTADAS

Dentro de las especies susceptibles al ataque de esta especie, se encuentran una serie de especies de coníferas y latifoliadas como *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 puede optar por medidas preventivas de protección de los rodales favoreciendo la llegada de enemigos naturales o mediante cebos químicos (Muñoz et al., 1988).

2. DEFICIENCIAS NUTRICIONALES

NITRÓGENO (N)

El nitrógeno es el componente más importante de todos los aminoácidos, los cuales son las unidades estructurales de las proteínas. Este elemento también forma parte muy importante de los ácidos nucleídos: el ADN y el ARN que constituyen la base de la herencia genética. En general, el contenido medio de nitrógeno en el suelo oscila entre 0,02 y el 0,4%, la mayor parte de este nitrógeno se encuentra en forma orgánica (Domínguez-Vivancos, 1984).
Los suelos tienden a ser más deficientes en nitrógeno que ningún otro elemento. Desde el suelo se absorben dos formas iónicas básicas del nitrógeno: nitrato (NO_3^-) y amonio (NH_4^+) (Salisbury y Ross, 2000).
La nitrificación puede incrementar la cantidad de nitrógeno disponible para las plantas (Kowalenko et al., 1978), pero presenta el inconveniente de que el NO_3^- es muy móvil y se pierde fácilmente por lavado en épocas lluviosas (Chao y Chao, 1993).
Cuando hay deficiencia de nitrógeno, se presenta una clorosis general, especialmente en las hojas más antiguas. En casos severos estas hojas se vuelven completamente amarillas y después se necrosan, a medida que van muriendo. Las hojas más jóvenes se conservan verdes durante más tiempo porque reciben alguna forma soluble de nitrógeno, proveniente de las hojas adultas. Si el elemento es deficiente en estadíos avanzados de crecimiento, se presentan tallos cortos y delgados (Salisbury y Ross, 2000; USDA, 2002).
Las acículas adquieren un color verde-amarillento uniformemente distribuido (característica que los diferencia del daño producido por algún patógeno), generándose clorosis (cuando el déficit de nitrógeno es elevado) y acículas de menor tamaño. Los árboles presentan un menor crecimiento o son poco ramosos (Gallegos, 2001; Dalprá, 2007).

FÓSFORO (P)

La disponibilidad de este elemento para las plantas depende fundamentalmente del pH, la climatología y la estructura del suelo. Esta disponibilidad disminuye a pH menores de 5,5. Por otra parte, con temperaturas de suelo altas, cantidades adecuadas de agua y materia orgánica, este compuesto se mineraliza y se hace disponible para las plantas (Omil, 2007).
Gran parte del fósforo se convierte en una forma orgánica al entrar en la raíz, o después de que se ha transportado por el xilema hasta el tallo o las hojas (Salisbury y Ross, 2000).

Las plantas que tienen deficiencia de fósforo presentan enanismo y, a diferencia de las que carecen de nitrógeno, a menudo tienen color verde oscuro. Al principio, las hojas son verde oscuro y más pequeñas que lo normal. Luego las hojas más viejas se tornan púrpura (Salisbury y Ross, 2000; USDA, 2002). Las hojas más antiguas toman un color café oscuro según van muriendo, y a menudo la madurez suele retardarse.

El fosfato se redistribuye fácilmente en la mayor parte de las plantas, pasando de un órgano a otro, y mientras que se pierde en las hojas antiguas, se va acumulando en las hojas jóvenes, flores y semillas que se encuentran en desarrollo. Por la movilidad de este elemento los síntomas de deficiencia se presentan principalmente en las hojas maduras (Salisbury y Ross, 2000).

En plantaciones de pino, los niveles críticos de fosfato en las acículas pueden verse afectadas por la edad, el clima y las características nutritivas del suelo. Se ha reportado que los pinos con déficit de fósforo presentan acículas de color verde más oscuro, clorosis y necrosis en los ápices de las acículas de la parte inferior de la planta, adquiriendo la apariencia como si se hubieran chamuscado, presentando acículas más cortas (Omil, 2007; Gallegos, V. 2001).

CALCIO (CA)

Las plantas absorben calcio a partir de la solución del suelo y lo utilizan para unir entre sí a las moléculas orgánicas, particularmente en las paredes celulares; es usado para la síntesis de la pared celular, particularmente la laminilla media; también es usado en el huso mitótico durante la división celular. Este elemento es requerido para el normal funcionamiento de las membranas de las plantas y es considerado como mensajero secundario de varias señales químicas (Binkley, 1993; White y Broadley, 2003; Taiz y Zeiger, 2006).

Los síntomas de deficiencia de este elemento aparecen en la parte superior de la planta, provocando que los márgenes de las hojas jóvenes no se formen adecuadamente.

Según Kirby y Pilbeam, (1984), las deficiencias de calcio, se ven marcadas en tejidos jóvenes. Cuando el déficit es muy acentuado, se produce necrosis en las regiones meristemáticas, la cual es precedida por una clorosis general (Williamson, 1984; Taiz y Zeiger, 2006).

MAGNESIO (MG)

El magnesio forma parte de la estructura de la clorofila, molécula relacionada en el proceso de fotosíntesis. El contenido de magnesio en la clorofila representa entre el 15 y el 20%, el resto se utiliza como cofactor y activador de enzimas involucradas en la respiración y síntesis de ADN y ARN (Binkley, 1993; Taiz y Zeiger, 2006).

El primer síntoma del déficit de magnesio es la clorosis de las acículas más antiguas. Cuando el déficit es intenso, las hojas pueden llegar a verse amarillas o blanquecinas; un síntoma adicional es que se puede presentar la abscisión prematura de las hojas (Salisbury y Ross, 2000; USDA, 2002; Taiz y Zeiger, 2006).
Las deficiencias de magnesio suelen aparecer poco después de la plantación. En árboles adultos, el magnesio se incrementa en primavera, cuando este nutriente es trasladado de las hojas viejas a las zonas de nuevo desarrollo del follaje (Omil, 2007).

POTASIO (K)

Los minerales de potasio cumplen diversas funciones, entre ellas, está la activación de muchas enzimas y la síntesis de almidón. El potasio cumple otras funciones secundarias en el metabolismo de la célula vegetal, juega un importante rol en la regulación del potencial osmótico de las células y el control de la apertura y el cierre de los estomas, a través del bombeo de potasio hacia el interior de las células guardias (Binkley, 1993; Taiz y Zeiger, 2006).
Los primeros síntomas de deficiencia de este nutriente es un moteado amarillento o clorosis marginal de las acículas, hasta llegar a un brillo metálico (bronceado). Los márgenes de las hojas más adultas se amarillean o aparecen pequeñas manchas necróticas (USDA, 2002). Como el potasio puede ser movilizado dentro de la planta, estos síntomas aparecen en las hojas más maduras de la planta. Las acículas se ven enroscadas y se produce acortamiento de los entrenudos (Gil, 1995; Taiz y Zeiger, 2006).

BORO (B)

El mecanismo de absorción utilizado por la planta es mediante flujos hídricos en un proceso pasivo de absorción hasta la evapotranspiración, encontrándose este elemento en forma de hidróxido de boro y de forma prácticamente inmóvil en el agua (Felmer, 2004).
Se ha establecido que este microelemento es esencial para la planta, pero no se sabe con certeza en qué medida; sin embargo se cree que posee cierto rol en procesos como elongación celular, síntesis de ácidos nucleicos, translocación de azúcares, respuestas hormonales, funciones de membrana, división y desarrollo celular (Taiz y Zeiger, 2006).
La deficiencia de boro en las plantas puede presentarse de forma diferencial, debido a que la translocación de este elemento, es decir su movilidad, varía según la especie (Felmer, 2004). Los síntomas aparecen en la parte superior de la planta, en donde las yemas terminales y acículas nuevas se necrosan y mueren (USDA, 2002). Se produce ramificación y crecimiento lateral por la pérdida de la dominancia apical. Proceso que puede volver a repetirse, ocasionando la necrosis de las nuevas ramificaciones formadas (Felmer, 2004; Taiz y Zeiger, 2006).

AZUFRE (S)

Este elemento es encontrado en la litósfera principalmente formando parte de la materia orgánica en descomposición, o también formando parte del humus, generalmente es transformado a una forma biodisponible para la planta, mediante la actividad de microorganismos del suelo (Gil, 1995).
El azufre es importante en los procesos biosintéticos de la planta, ya que se encuentra formando parte de las vitaminas, proteínas y enzimas (Salisbury y Ross, 2000; Taiz y Zeiger, 2006).
Los síntomas de deficiencia de azufre son bastante parecidos a los causados por las deficiencias de nitrógeno, y esto se debe principalmente a que ambos se encuentran formando parte de estructuras proteicas (Taiz y Zeiger, 2006). Específicamente estos síntomas se pueden observar en acículas jóvenes, las que presentan manchas cloróticas, generalmente en los ápices (Gil, 1995; Taiz y Zeiger, 2006), llegando a presentar clorosis generalizada en todas las hojas, provocando un retraso del crecimiento de la planta cuando la deficiencia es grave (Gil, 1995).

ZINC (ZN)

El zinc puede ser encontrado en el suelo, principalmente en forma de sulfuros de zinc, en suelos de características principalmente arcillosas o con gran cantidad de materia orgánica (Gil, 1995). Este elemento es absorbido por la planta en la forma de ión o catión divalente, siendo mayormente disponible para las plantas en suelos con pH ácido (Salisbury y Ross, 2000).
Los primeros síntomas de deficiencia de este nutriente se manifiestan en una disminución de la elongación de los segmentos internodales, provocando deformaciones y crecimiento arbustivo, en el cual las acículas presentan reducción de tamaño y deformaciones (Salisbury y Ross, 2000; Taiz y Zeiger, 2006). También se pueden observar manchas cloróticas, desde la base hasta la punta de las acículas viejas (Gil, 1995; Taiz y Zeiger, 2006), lo cual se debe principalmente a que la deficiencia de este micronutriente afecta procesos biosintéticos relacionados con la producción de clorofila (Taiz y Zeiger, 2006).

COBRE (CU)

Este elemento está asociado con enzimas involucradas en la transferencia de electrones durante las reacciones de la fotosíntesis (Haehnel, 1984; Taiz y Zeiger, 2006).
Las plantas casi nunca presentan deficiencia de cobre, debido a que lo requieren en cantidades muy pequeñas (Salisbury y Ross, 2000).

Los síntomas de deficiencias de cobre, son la producción de acículas verde oscuras, con presencia de manchas necróticas. También se han reportado acículas jóvenes cortas y reducción de los espacios internodales, provocando una apariencia arbustiva en las plantas. (USDA, 2002; Taiz y Zeiger, 2006).
En casos severos de deficiencia, se pueden presentar acículas retorcidas o con malformaciones y curvatura o malformaciones en el fuste (Salisbury y Ross, 2000).

HIERRO (FE)

El hierro es un nutriente que se encuentra principalmente en la litósfera formando parte de la materia orgánica y la materia húmica, las cuales proporcionan sustancias que afectan directamente al desarrollo de la planta (Miravé et al., 1987). Este se encuentra principalmente en suelos con mayor grado de ácidez; un nivel ideal de pH sería menor o igual a 5, para poder transformar el hierro a un estado fácilmente asimilable por la planta (Gil, 1995).
Los síntomas causados por la deficiencia de este nutriente son bastante similares a los causados por el magnesio, debido a que ambos juegan cierto rol en la biosíntesis de algunos compuestos de la clorofila, y es por esta falta de clorofila que se genera clorosis, siendo principalmente observada en las acículas jóvenes, avanzando posteriormente hacia las acículas adultas, seguida por necrosis (Gallegos, 2001; López-López et al., 2007).
La deficiencia de este elemento también reduce la división celular, afectando el crecimiento general de la planta (Gil, 1995).

Listado de insectos presentes en Chile asociados a plantaciones de Pinus radiata

Orden	Familia	Nombre científico	Parte del vegetal afectado
Orthoptera	Phasmatidae	Bacunculus phyllopus	Acículas
Orthoptera	Acrididae	Antadrus viridis	Acículas
Orthoptera	Tettigoniidae	Coniungoptera nothofagi	Acículas
Isoptera	Kalotermitidae	Cryptotermes brevis	Madera seca
Isoptera	Kalotermitidae	Neotermes chilensis	Madera seca
Isoptera	Termopsidae	Porotermes quadricollis	Madera muerta húmeda o en descomposición
Thysanoptera	Thripidae	Thrips tabaci	Acículas
Hemiptera	Diaspididae	Aspidiotus nerii	Acículas
Hemiptera	Coccidae	Saissetia oleae	Ramillas
Hemiptera	Adelgidae	Pineus boerneri	Acículas
Hemiptera	Aphididae	Cinara maritimae	Acículas
Hemiptera	Aphididae	Essigella californica	Acículas
Hemiptera	Aphididae	Eulachnus rileyi	Acículas
Hemiptera	Margarodidae	Icerya purchasi	Ramillas
Coleoptera	Anobiidae	Ernobius mollis	Corteza dañada o quemada
Coleoptera	Buprestidae	Anthaxia conncina	Ramas muertas
Coleoptera	Buprestidae	Buprestis novemmaculata	Madera en descomposición
Coleoptera	Buprestidae	Ectinogonia buqueti	Madera en descomposición
Coleoptera	Cerambycidae	Acanthinodera cummingi	Madera en descomposición
Coleoptera	Cerambycidae	Eryphus laetus	Bajo corteza de medra muerta
Coleoptera	Cerambycidae	Colobura alboplagiata	Ramas y tallos delgados
Coleoptera	Cerambycidae	Microplophorus magellanicus	Madera en descomposición
Coleoptera	Chrysomelidae	Dictyneis asperatus	Acículas
Coleoptera	Curculionidae	Cyphometopus marmoratus	Acículas

Orden	Familia	Nombre científico	Parte del vegetal afectado
Coleoptera	Curculionidae	Geniocremnus chilensis	Acículas
Coleoptera	Curculionidae	Rhyephenes humeralis	Corteza de árboles muertos
Coleoptera	Curculionidae	Rhyephenes lateralis	Corteza de árboles muertos
Coleoptera	Curculionidae	Rhyephenes maillei	Corteza de árboles muertos
Coleoptera	Elateridae	Grammophorus niger	Raíces
Coleoptera	Scarabaeidae	Brachysternus prasinus	Madera en descomposición
Coleoptera	Scarabaeidae	Sericoides germaini	Raíces
Coleoptera	Scolytidae	Hylastes ater	Corteza de madera muerta y raíces y cuello de plántulas
Coleoptera	Scolytidae	Hylastes linearis	Corteza de madera muerta en proceso de descomposición
Coleoptera	Scolytidae	Hylurgonotus tuberculatus	Madera muerta
Coleoptera	Curculionidae	Geniocremnus chilensis	Acículas
Coleoptera	Curculionidae	Rhyephenes humeralis	Corteza de árboles muertos
Coleoptera	Curculionidae	Rhyephenes lateralis	Corteza de árboles muertos
Coleoptera	Curculionidae	Rhyephenes maillei	Corteza de árboles muertos
Coleoptera	Elateridae	Grammophorus niger	Raíces
Coleoptera	Scarabaeidae	Brachysternus prasinus	Madera en descomposición
Coleoptera	Scarabaeidae	Sericoides germaini	Raíces
Coleoptera	Scolytidae	Hylastes ater	Corteza de madera muerta y raíces y cuello de plántulas

Orden	Familia	Nombre científico	Parte del vegetal afectado
Coleoptera	Scolytidae	Hylastes linearis	Corteza de madera muerta en proceso de descomposición
Coleoptera	Scolytidae	Hylurgonotus tuberculatus	Madera muerta
Coleoptera	Scolytidae	Hylurgus ligniperda	Corteza de madera muerta
Coleoptera	Scolytidae	Orthotomicus laricis	Corteza de madera muerta
Coleoptera	Scolytidae	Pityophthorus sp.	Corteza de madera muerta
Coleoptera	Scolytidae	Xyleborinus saxeseni	Madera muerta
Lepidoptera	Lasiocampidae	Macromphalia ancilla	Acículas
Lepidoptera	Lasiocampidae	Macromphalia spadix	Acículas
Lepidoptera	Noctuidae	Agrotis ipsilon	Raíces
Lepidoptera	Psychidae	Tanatopsyche chilensis	Acículas
Lepidoptera	Saturniidae	Ormiscodes cinnamomea	Acículas
Lepidoptera	Saturniidae	Ormiscodes marginata	Acículas
Lepidoptera	Saturniidae	Ormiscodes nigrosignata	Acículas
Lepidoptera	Saturniidae	Polythysana cinerascens	Acículas
Lepidoptera	Tortricidae	Proeulia chrysopteris	Acículas
Lepidoptera	Tortricidae	Rhyacionia buoliana	Brotes
Hymenoptera	Siricidae	Sirex noctilio	Madera de árboles vivos
Hymenoptera	Siricidae	Urocerus gigas	Madera muerta
Lepidoptera	Saturniidae	Ormiscodes marginata	Acículas
Lepidoptera	Saturniidae	Ormiscodes nigrosignata	Acículas

Fuente: SAG, 2012.

Listado de hongos presentes en Chile asociados a Pinus radiata

Orden	Familia	Nombre científico	Parte del vegetal afectado
Botryosphaeriales	Botryosphaeriaceae	Sphaeropsis sapinea	Plantas, cuello, acículas, tallos, ápices, ramas, conos, trozas, cortezas.
Hypocreales	Nectriaceae	Fusarium circinatum	Tallo basal y raicillas de plantas de viveros
Peronosporales	Peronosporaceae	Phytophthora pinifolia	Acículas
Peronosporales	Peronosporaceae	Phytophthora spp.	Raicillas
Hypocreales	Nectriaceae	Neonectria fuckeliana	Ramas, fustes y trozas de árboles adultos
Incertae sedis	Glomerellaceae	Colletotrichum acutatum	Tallos apicales
Capnodiales	Mycosphaerellaceae	Dothistroma septospora	Acículas
Botryosphaeriales	Botryosphaeriaceae	Macrophomina phaseolina	Cuellos y raíces de plantas en vivero
Dothideales	Dothioraceae	Sclerophoma pityophila	Acículas
Incertae sedis	Incertae sedis	Strasseria geniculata	Acículas en plantas de viveros
Cantharellales	Ceratobasidiaceae	Rhizoctonia solani	Raíces en plantas de viveros
Heliotales	Sclerotiniaceae	Botrytis cinerea	Tallos y ápices de plantas de viveros
Hypocreales	Nectriaceae	Fusarium oxysporum	Cuello y raicillas de plantas en vivero
Xylariales	Amphisphaeriaceae	Pestalotia funerea	Acículas

Fuente: SAG, 2012.

Orden	Familia	Nombre científico	Parte del vegetal afectado
Incertae sedis	Incertae sedis	Cyclaneusma minus	Acículas
Incertae sedis	Incertae sedis	Cyclaneusma niveum	Acículas
Heliotales	Hyaloscyphaceae	Lachnellula subtilissima	Corteza en árboles en pié
Rhytismatales	Rhytismataceae	Lophodermiun conigenum	Acículas
Rhytismatales	Rhytismataceae	Lophodermiun pinastri	Acículas
Ophiostomatales	Ophiostomataceae	Ophiostoma galeiformis	Asociado a escarabajos de la corteza
Ophiostomatales	Ophiostomataceae	Ophiostoma huntii	Asociado a escarabajos de la corteza
Ophiostomatales	Ophiostomataceae	Ophiostoma ips	Asociado a escarabajos de la corteza
Ophiostomatales	Ophiostomataceae	Ophiostoma quercus	Asociado a escarabajos de la corteza
Microascales	Ceratocystidaceae	Ceratocystis piceae	Trozas verdes volteadas
Microascales	Ceratocystidaceae	Ceratocystis pilifera	Trozas verdes volteadas
Ophiostomatales	Ophiostomataceae	Ceratocystiopsis minuta	Asociado a escarabajos de la corteza
Agaricales	Physalacriaceae	Armillaria mellea s.l.	En cuello de árboles y en trozas volteadas
Aphyllophorales		Schizophylum commune	Trozas volteadas, tocones
Polyporales	Polyporaceae	Trametes versicolor	Trozas volteadas, tocones

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Aguilar, A. y Lanfranco, D., 1988.
Aspectos biológicos y sintomatológicos de *Sirex noctilio* Fabricius (Hymenoptera: Siricidae): Una revisión. Bosque: 9 (2): 87-91.

Alonso, M. y Goldarazena, A., 2005.
Presencia en el país vasco de *Rhyephenes humeralis* (Coleoptera: Curculionidae), plaga de *Pinus radiata* procedente de chile. Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa, nº 36: 143–146.

Artigas, J., 1994.
Entomología económica. Insectos de interés agrícola, forestal, médico y veterinario. Vol II. 993 p. Ediciones Universidad de Concepción, Concepción, Chile.

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.

Baldini, A. y Villa, A., 1992.
Bicho del cesto. *Thanatopsyche chilensis* (Lep: Psychidae). Conaf, Folleto de divulgación, Año 12 N° 19.

Barnes, S. and Shaw, M., 2003.
Infection of Commercial Hybrid Primula Seed by *Botrytis cinerea* and Latent Disease Spread Through the Plants. *Phytopathology* 93(5):573-578.

Bayercropscience,2008.
Agrotis ípsilon. Problemas.Available at http://www.bayercropscience.com.pe/web/index.aspx?articulo=18

Bernal E., 2006.
Plagas y Enfermedades de las Masas Forestales Españolas. Nº6 *Orthotomycus erosus Woll.*, Perforador de Pinos: Ciclo biológico, Daños y Control.

Binkley, D., 1993.
Nutrición forestal. Practicas de manejo. Limusa. México. Capítulo 1. 13-19 pp.

Bioforest S. A., 2008.
Uso de Fungicidas en Operaciones Forestales. Control de Daño Foliar del Pino (DFP).

Blanchard, R. and Tattar, T., 1981.
Field and Laboratory Guide to Tree Patology 1º Edición. Capítulo 9, Leaf Disease, Disease: Needle Cast. pp 70-72.

Bradshaw, E., Bhatnagar, D., Ganley, R., Gillman, C., Monahan, B. and Seconi, J., 2002.
Dothistroma pini, a Forest Pathogen, Contains Homologs of Aflatoxin Biosynthetic Pathway Genes. *Institute of Molecular Biosciences, Massey University, Palmerston North, New Zealand*,1 and Southern Regional Research Center, *Agricultural Research Service, U.S. Department of Agriculture*, New Orleans.

Bulman, L. and Ganley, R., 2007.
Field Identification Guide for Daño Foliar del Pino (DFP). Forest Biosecurity and Protection, Scion.

Butin, H. y Peredo, H. 1986.
Hongos parásitos en coníferas de América del Sur con especial referencia a Chile. Berlin - Stuttgart, Alemania. Biblioteca Mycológica. 100 p.

Butin, H., 1969.
Studien zur Morphologie und Biologie von Mikronegeria fagi Diet. et Neg. Phytopathologische Zeitschrift 64: 242-257.

Castelbury, L., Rossman, A. and Hyten, A., 2006.
Phylogenetics Relationships of *Neonectria / Cylindrocarpon* on *Fagus* in North America. Systematyc Botany & Mycology Laboratory. Canadá, USA.

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.

Chão, W., Chao, C., 1993.
Nitrification and nitrifying potential of tropical and subtropical soil. Biology and Fertility Soils 15, 87 - 90.

Chaves N, A Wang. 2004.
Combate del Moho Gris (*Botrytis cinerea*) de la Fresa mediante *Gliocladium roseum*. Agronomía Costarricense 28(2):73 - 85.

Cobos-Suarez, J. y Ruiz-Urrestarazu, M., 1990.
Problemas fítosanitarios de la especie *Pinus radiata* D. Donen España, con especial referencia al País Vasco. Bol. San. Veg. Plagas, 16: 37 - 53.

Cole, M., Wiechel, T., Warren, M. and Holmes, R., 2004.
Ensuring Optimal Quality Through Management Strategies For *Botrytis cinerea*. Department of Primary Industries. Monash University. Australian Government. 66 p.

Coley-Smith, J. Verhoeff, K., Jarvis, W., 1980.
The biology of Botrytis. London, England. Academic Press. 318 p.

Coulson, R. y Witter, J., 1990.
Entomología Forestal, ecología y control. Editorial Limusa S.A.

Dalprá, L., 2007.
Respuesta en crecimiento de *Pinus taeda L.* a la fertilización inicial en suelos arenosos del centro oeste de corrientes, argentina. Tesis de máster. Misiones, Argentina. Universidad nacional de misiones, Facultad de Ciencias Forestales.

Dapoto, G., Giganti, H. Gentili, M. y Bondoni, M., 2003.
Lepidópteros de los bosques nativos del Departamento Aluminé (Neuquén-Argentina). II Contribución. Bosque, Vol. 24 N° 1, pp. 95 - 112.

Felmer, P., 2004.
"Efecto de las distintas dosis y formas de aplicacion de Boro en plantaciones de *pinus radiata* d. Don con y sin Control de malezas en suelos arenosos de la VIII región". Tesis de pregrado. Universidad Católica de Temuco, Facultad de cs. Agropecuarias y Forestales, Escuela de ciencias forestales. 11 - 13 pp.

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).

Flint, M. and Seybold, S., 2007.
A novel approach to managing the invasive pine bark beetle, Hylurgus ligniperda, in California urban landscapes. Proposal for Elvenia J. Slosson Endowment Fund. California. USA

Fuentes, E., Muñoz, R. y Niemeyer, H., 1997.
Diversidad de áfidos (Hemiptera: Aphidoidea) en Chile. Revista Chilena de Historia Natural 70: 531 - 542 pp.

Funk, A., 1985.
Foliar fungi of western trees. Can. For. Serv., Pacific For. Cent., Victoria, B.C., Inf. Rep. BC-X-265

Gallegos, V., Navarro, R. y Alcántara E., 2001.
Deficiencias nutritivas en plantas de una savia de tres especies del género *Pinus sp*. en cultivo hidropónico. Invest. Agr.: Sist. Recur. For. Vol. 10 (1).

Gallegos, L.2005.
Descripción y Manejo de plagas y enfermedades en el arbolado urbano en la comuna de La Reina. Memoria para optar al Título Profesional de Ingeniero Forestal. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Chile.

Garcia-Serna, I. y Del Burgo, E., 2008.
Diversidad de Aislados de Diplodia pinea Procedentes de Chile, Nueva Zelanda y las Comunidades de País Vasco y Navarra. Departamento de Producción y Protección Vegetal-Sanidad Forestal. Granja Modelo de Arkaute. Cuad. Soc. Esp. Cienc. For. 26: 161 - 164.

Generalitat Valenciana, 2010.
Documento de Síntesis de la Prospección de Fusarium circinatum (Niremberg et O´Donnell) en la Comunitat Valenciana. Conselleria de medi Ambient. Servicio de Prevención de Incendios y Sanidad Forestal Informes técnicos. Plagas y Patología Forestal.

Gill, F., 1995.
Elementos de la Fisiología Vegetal. Capítulo 7. Nutrición Mineral. España. 252-253 pp.

Goméz, C., 2007.
Sirex noctilio, la avispa de los pinos. Estación Experimental agroforestal Esquel, Chubut. INTA. Carpeta Técnica, Forestal Nº 13

Haehnel, W., 1984.
Photosynthetic electron transport in higher plants. Annu. Rev. Plant physiol. 35: 659-693

Hopkins, A. and Dick, M., 2009.
An Examination of Assessor Variation During Spore Counting on Spore Traps of *Neonectria fuckeliana*. Scion, Private Bag 3010, Rotorua, New Zealand.

Huerta, A. y Pérez, C., 1997.
Ciclo de vida de la polilla del brote del pino *Rhyacionia buoliana* (Den. et Schiff.) en la VII Región de Chile. Bol. San. Veg. Plagas, 23: 385-391.

Hunt, R., 1995.
Common pine needle casts and blights in the Pacific region. Can. For. Serv., Pacific For. Cent., Victoria, B.C., Forest Pest Leaf. No. 43.

Kirby, E. and Pilbeam, D., 1984.
Calcium as a plant nutrient. Plant, Cell and Environment 7:397 - 405.

Koch, C., and Waterhouse, D.F. 2000.
The distribution and importance of arthropods associated with agriculture and forestry in Chile (Distribución e importancia de los artrópodos 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.

Kowalenko, C., Ivarson, D. and Cameron, D., 1978.
Effect of moisture content, temperature and nitrogen fertilization on carbon dioxide evolution from field soils. Soil Biol. Biochem. 10: 417-423.

Landeras, E; Alzugaray, R.; García, P.; Braña, M.2007.
El Chancro resinoso de los pinos. Conserjeria de medio rural y pesca. Gobierno del principado de Austurias.Ficha tecnica sanidad vegetal; (15). Disponible en la web: http://ria.asturias.es/RIA/handle/123456789/671.

Lanfranco, D., Ide, S., Ruiz, C., Peredo, H. y Vives, I., 2001.
Sex ratio of *Hylurgus ligniperda* (F.), *Hylastes ater* (Paykull) and *Gnathotrupes sp*. (Coleoptera: Scolytidae). Bosque 22(2): 85-88.

Lewis, P., 1996.
Primer registro de la actividad defoliadora de dos especies de insectos nativos sobre Pinus radiata D. Don en Chile. Bosque 17(1): 101 - 103

Lombardero, M., 1995.
Plantas huésped y escolítidos (Col: Scolytidae) en Galicia (Noroeste de la Península Ibérica). Dpto. Biología Animal. Fac. de Biología. Univ. de Santiago de Compostela. 15706 Santiago de Compostela. La Coruña. España. Bol. San. Veg. Plagas, 21: 357 - 370.

López, R. 2002.
Divulgación. Armillarea mellea, Podredumbre de las raíces de la vid. Consejería de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentación. Dirección General del Desarrollo Agrícola. Canarias, España.

López-López, M. y Estañol-Botello, E., 2007.
Detección de deficiencias de hierro en *Pinus leiophylla* a partir de los efectos de dilución y concentración nutrimental TERRA Latinoamericana, Vol. 25, Núm. 1,9 - 15 pp.

Miravé, P. Lobartini, I. y Orioli, G., 1987.
Absorción y transporte de hierro a partir de fuentes organicas de distintos peso molecular. Ciencia del suelo – Volumen 5- Nº1.

Morales, R., 2009.
Detección de *Neonectria fuckeliana* en Chile, asociado a cancros y malformaciones fustales en plantaciones de Pinus radiata. Universidad Austral de Chile, Facultad de Ciencias Forestales, Instituto de Silvicultura, casilla 567, Valdivia, Chile, BOSQUE 30(2): 106-110.

Mulrooney, B., 2004.
Sphaeropsis (Diploidea) Tip BlightPines. University of Delaware, College of Agriculture & Natural Resources. PP - 03.

Muñoz, A. y Murúa, R., 1987.
Biología de *Octodon bridgesi bridgesi* (Rodentia, Octontidae) 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 brigesi (Waterhouse, 1884) En la Cordillera de la costa de la VII y VIII Regiónes de Chile, (Rodentia: Octonidae). Deprtamente de Ciencias Naturales, Universidad Católica. Chile.

Myren, D., Laflamme, G., Singh, P., Magasi, L. and Lachance, D., 1994.
Tree diseases of eastern Canada. Nat. Resour. Can., Can. For. Serv., Headquarters, Science and Sustainable Development Dir., Ottawa, Ontario. 159 pp.

Nieto, J y Mier, M, 2002
Hemiptera Aphididae II. Fauna Iberica. Volumen 19.Museo Nacional de Ciencias Naturales. CSIC. Madrid.

Núñez, et al, 1996; Sanchis et al,1996
Bol. San. Veg., Plagas. 22: 621-629, 1996 Lachninae (Homoptera, Aphididae) del Sistema Ibérico Meridional.

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. Informme Técnico Nº 48. Chile.

Omil. B., 2007.
Gestión de cenizas como fertilizante y enmendante de plantaciones jóvenes de *Pinus radiata*. Tesis Doctoral. Universidad de Santiago de Compostela, Escuela Politecnica superior de Lugo, departamento de Edafología y Química agrícola. 29 - 31 pp.

Ortego, J y Mier, M. 2012.
Primera cita de Essigella californica (Essig, 1909) (Hemiptera: Aphididae) en Argentina. Rev. FCA UNCUYO. 2012. 44(1): 199-204.

Otero, L., 1990.
Impacto de la actividad forestal en comunidades locales en la VIII Region, Ambiente y Desarrollo 6 (2), August: 61 - 69.

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.

Poltronieri, L., Alfenas, A., Zauza, E., Trindade, D., Poltronieri, M., 2003.
Cylindrocladium pteridis Leaf Spot of Apricot Tree in The State of Para, Brazil. Departamento de Fitopatologia, Universidade Federal de Viçosa, CEP 36571 - 000.

Rentz, D. y Gurney, A., 1985.
"The shield-backed katydids of South America (Orthoptera Tettigoniidae: Tettigoninae) and a new tribe of Conocephalinae with genera in Chile and Australia", Ent. scand. Vol., 16: 69-119.

Rojas, E. y Gallardo, R., 2005.
Manual de insectos asociados a maderas en la zona sur de Chile. Servicio Agrícola y Ganadero, Chile. 43 p.

Rosales, C. y Cermeli, M., 1995.
Observaciones sobre el *afido Eulachnus rileyi Williams* (Homoptera: Aphididae) en *Pinus caribaea var. hondurensis* barret y golfari en Venezuela. Agronomía Trop. 45(4):473-481.

SAG, 2006.
Informativo fitosanitario forestal, Nº 3 marzo de 2006.

SAG, 2012.
Comité técnico de Sirex noctilio y Fusarium circinatum. Osorno. Chile.

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.

Simeone, A., Valencia, J., Chlatter, R., Lanfranco, D. e Ide, S., 1997.
Depredación de aves sobre larvas de *Rhyacionia buoliana* (Schiff.) (Lepidoptera: Tortricidae) en plantaciones jóvenes de *Pinus radiata* D. Don en el sur de Chile. Bosque 18(2): 67 – 75.

Smith, 2011
Checklist of the Scarabaeoidea of southern South America Andrew B. T. Smith Canadian Museum of Nature, P.O. Box 3443, Station D Ottawa, ON, K1P 6P4, CANADA.

Stirling, A., Hayward, A. and 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.

Tadeu, E.2007.
Essigella california (Essig, 1909) (Hemiptera, Aphididae) - praga introduzida em plantios de Pinus spp. no Brasil.Volume 192 of Embrapa Florestas. Comunicado técnico 6 p.

Taiz, L. y Zeiger, E., 2006.
"Mineral Nutrition". Plant Physiology, Fourth Edition. Sinauer Associates, Inc. 2006. Capítulo 5.

Torres, J., 1998.
Patología Forestal, 2º Edición. Anexos: Scirrhia pini Funk y Parker. pp 267 - 268.

Torres, J., 1998.
Patología Forestal. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid. 62 pp.

Uchida, J. and Kadooka, C., 1997.
Diseases of Leatherleaf Fern Caused by Calonectria and Cylindrocladium Species. Departament of Plan Pathology. Plant Disease May 1997 PD-11.

USDA (Unite States Department of Agriculture), 2002.
Manual de Reforestación para América Tropical. Servicio Forestal del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos. Instituto Internacional de Dasonomía Tropical San Juan, Puerto Rico. Disponible en la web: http://www.fs.fed.us/global/iitf/IITF-GTR-18.pdf

Villa, A., 1996.
Coniungoptera nothofagi. Otro enemigo del pino radiata. Chile Forestal, 236: 18 pp.

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.

Wallis, C., Lewandowski, D. and Bonello, P., 2008.
Diploidea Tip Blight of Two-Needle Pines. Fact Sheet, Agriculture and Natural Resources. Departament of Plant Pthology. Ohio University. Ohio. 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.

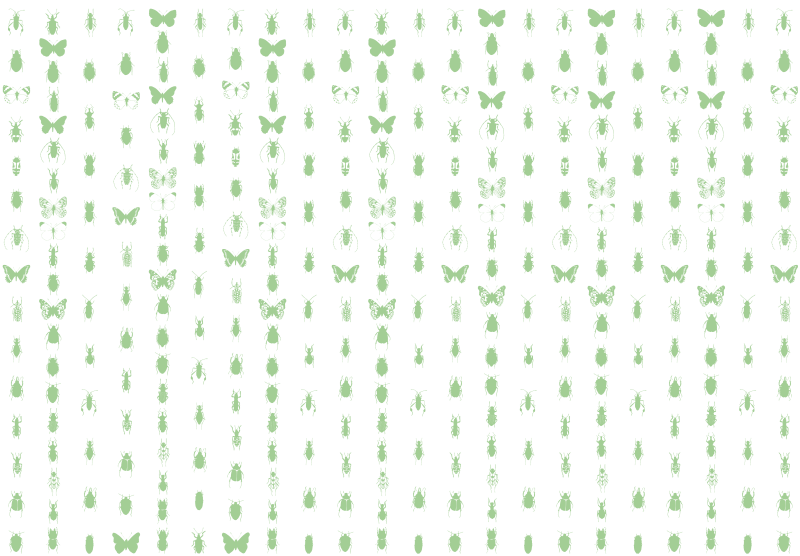
Whiley, A., Pegg, K., Saranah, J. and Forsberg, L., 1986.
The control of phytophthora root rot of avocado with fungicides and the effect of this disease on water relations, yield and ring neck. Australian Journal of Experimental Agriculture 26, 249-253.

White, P. and Broadley, M., 2003.
Calcium in plant. Ann. Bot. 92: 487-511.

Williamson, R., 1984.
Calcium and the plant cytoskeleton. Plant, Cell and Environment 7: 431 - 440.

Wingfield, M., 2007.
Forestry and Agricultural Biotechnology Institute (FABI), University of Pretoria, Pretoria 0001. South Africa.

Zentmyer, G., 1961.
Avocado diseases in the Americas. Ceiba 9, 61 - 79.
Ziller, W. y Hunt, R., 1977. *Lophodermium* needle cast of pines in nurseries and plantations. Can. For. Serv., Pacific For. Cent., Victoria, B.C., Forest Pest Leaf. No. 52.



MANUAL DE PLAGAS Y ENFERMEDADES DE PLANTACIONES FORESTALES

Pinus Radiata D. Don

Ministerio de Agricultura
Gobierno de Chile

Conaf

ISBN: 978-956-7669-29-5