

MANUAL PARA LA IDENTIFICACIÓN Y MANEJO DE PLAGAS EN PLANTACIONES FORESTALES COMERCIALES

David Cibrián Tovar



CONAFOR
COMISIÓN NACIONAL FORESTAL

COMISIÓN NACIONAL FORESTAL

**MANUAL PARA LA IDENTIFICACIÓN Y
MANEJO DE PLAGAS EN PLANTACIONES
FORESTALES COMERCIALES**

Manual para la identificación y manejo de plagas en plantaciones forestales comerciales.

Primera edición, Octubre 2013

Primera revisión. Agosto 2014

Primera reimpresión. Mayo 2016

Autor:

(c) David Cibrián Tovar

Coordinación editorial, edición digital, diseño, ilustración y formación:

Leticia Arango Caballero

Formación final:

Carlos Castell Sánchez

Portada:

Leticia Arango Caballero

Fotografía por: David Cibrián Tovar.

Plantación de *Eucalyptus urophylla*, con daños por insectos defoliadores y hongos que provocan marchitamiento vascular; en julio 2012, Las Choapas, Veracruz.

Portada de la primera reimpresión:

Comisión Nacional Forestal

Fotografía por: Comisión Nacional Forestal

Plantación forestal comercial de *Tectona grandis* en el municipio de Apatzingán, Michoacán, Julio 2013.

Contraportada de la primera reimpresión:

Comisión Nacional Forestal

Fotografía por: David Cibrián Tovar.

Larva de *Sarsina violascens*, defoliador del eucalipto.

Derechos reservados

(C) Universidad Autónoma Chapingo

Carr. México-Texcoco, Km.38.5

Chapingo, Texcoco, Edo. de México. México

C.P. 56230

Tel. (595) 952 1500 ext. 5142

ISBN

978-607-12-0311-3

Impreso en México

COMISIÓN NACIONAL FORESTAL

Director General

Ing. Jorge Rescala Pérez

Director General Adjunto

Ing. Salvador Arturo Beltrán Retis

Coordinador General De Administración

Lic. Jorge Camarena García

Coordinador General De Producción Y Productividad

Ing. Gerardo Arturo García Tenorio

Coordinador General De Conservación Y Restauración

Ing. Jesús Carrasco Gómez

Coordinador General De Gerencias Estatales

Lic. Víctor Hugo Aurelio Reza García

Coordinador General De Educación Y Desarrollo Tecnológico

Mtro. José Medina Mora De León

Coordinador General De Planeación E Información

Dr. Enrique Serrano Galvez

Coordinador General Jurídico

Mtro. Danthe Pérez Huerta

Titular Del Órgano Interno De Control

Lic. Alberto Gándara Ruiz Esparza

Unidad De Asuntos Internacionales Y Fomento Financiero

Lic. José Francisco Quiróz Acosta

Unidad De Comunicación Social

Lic. Hugo Arturo Espinoza Pedraza

Universidad Autónoma Chapingo

Rector

Dr. Sergio Barrales Domínguez

Director General Académico

Ing. Edgar López Herrera

Director General De Investigación Y Posgrado

Dr. Francisco José Zamudio Sánchez

Directora General De Administración

Dra. María Antonieta Goytia Jiménez

Directora General De Patronato Universitario

Dra. Elida Estela Treviño Siller

Director General De Difusión Cultural Y Servicio

Ing. F. Moisés Zurita Zafra

Jefa Del Departamento De Publicaciones

Lic. Silvia Castillejos Peral

AGRADECIMIENTOS

El desarrollo de este manual fue posible gracias al apoyo financiero que se tuvo del proyecto “Diagnóstico y alternativas para la prevención, control y manejo de diversas plagas y enfermedades que afectan las plantaciones forestales comerciales”. Proyecto 48206, del Fondo Sectorial CONACYT-CONAFOR. Adicionalmente el autor agradece los aportes en materia de apoyo logístico y de información aportada por varias empresas plantadoras, asociaciones, grupos sociales y autoridades; por ello aquí dejamos constancia de la ayuda ofrecida por: CONAFOR, AMEPLANFOR, AGROPECUARIA SANTA GENOVEVA, AGROPICAL, AREFOCH, COFORCA, (Hacienda Zidzila), ENTRE HERMANOS, FOMEX, PROPLANSE, PEDRO AGUSTÍN GUTIÉRREZ HERNÁNDEZ, PROTEAK, UUMBAL AGROFORESTAL, EJIDO LÓPEZ ARIAS, CATEMACO, AYOTOXCO. En estas empresas se tuvo el apoyo logístico y de información de las siguientes personas: Dr. Jaime Villa Castillo, Ing. Jorge Barajas, Ing. Silvestre Pliego, Sr. Alejandro Guadalupe Rivera, Ing. Avelino Villa Salas, Ing. Antonia Villareal, M. C. Javier Arcos Roa, Lic. Miguel Coutolenc, Ing. Jurgen Benhard Stock, Ing. Víctor Hugo Cervantes, Biol. José Cibrián Tovar, Ing. Andrés Zárate, Dra. Artemiza Bernal, Ing. Saúl Monreal Rangel, Biol. Jesús Dorantes, Ing. Jorge Espejel. En la Universidad Autónoma Chapingo tuvimos el apoyo del M.C Rodolfo Campos Bolaños, Sr. Hugo Ontiveros, Alcestis Llanderal Arango y Eleusis Llanderal Arango. A todos gracias.

Sobre el autor y los coautores:

En este manual la participación de los coautores se indica al inicio de cada texto; los textos que no tienen autor mencionado son de David Cibrián Tovar.

David Cibrián Tovar

División de Ciencias Forestales. Universidad Autónoma Chapingo

Dionicio Alvarado Rosales

Colegio de Postgraduados

Francisco Franco Navarro

Colegio de Postgraduados

Francisco Sánchez Ramayo

Consultor Independiente. Campeche, Campeche

Javier Arcos Roa

Gerente General MADPREVER S.A. de C.V.

Jaime Villa Castillo

Gerencia de Sanidad Forestal. Comisión Nacional Forestal

Jesús Germán de la Mora Castañeda

Consultor independiente. Colima, Colima

Jorge Macías Sámano

Consultor independiente. British Columbia, Canada

José Cibrián Tovar

Forestal Milenio

José Tulio Méndez Montiel

División de Ciencias Forestales. Universidad Autónoma Chapingo

† Leopoldo Fucikovsky Zak

Colegio de Postgraduados

Omar Alejandro Pérez Vera

División de Ciencias Forestales. Universidad Autónoma Chapingo

Silvia Edith García Díaz

División de Ciencias Forestales. Universidad Autónoma Chapingo

Víctor David Cibrián Llanderal

Colegio de Postgraduados

Nota sobre utilización de plaguicidas

En este manual a manera de ejemplo, se hacen sugerencias sobre el uso de ingredientes activos de plaguicidas, insecticidas, fungicidas y bactericidas. Se recomienda que el plantador al aplicar productos comerciales siga las instrucciones de la etiqueta. De ninguna manera los autores aceptan responsabilidades técnicas o legales sobre su uso. Queda a juicio del usuario decidir sobre su utilización. Se sugiere revisar otras opciones y consultar con especialistas la selección de productos específicos. Las sugerencias aquí mencionadas se basan en la literatura publicada, principalmente aquella referida a los plaguicidas y su efecto en los organismos objetivo, insectos y patógenos; muchos de los cuales son del mismo género o la misma especie que afectan plantas de importancia agrícola. Para estas plantas ya existen recomendaciones aprobadas por la Comisión Federal para la Protección Contra Riesgos Sanitarios (COFEPRIS). Se reconoce que para especies de árboles forestales el registro de plaguicidas ante COFEPRIS, es limitado; sin embargo, los plantadores requieren de estos productos y con frecuencia utilizan los disponibles en el mercado. Para algunos de los ingredientes activos más recomendables a los plantadores, se han hecho los primeros trámites ante COFEPRIS para iniciar su registro en plantaciones comerciales.

CONTENIDO

Introducción	4
--------------------	---

Capítulo 1 Patógenos

Patógenos de la raíz

1.1. Pudrición texana por <i>Phymatotrichopsis omnivora</i>	12
1.2. Pudrición de raíz por <i>Kretzschmaria zonata</i>	16
1.3. Pudrición de raíz por <i>Armillaria</i>	22
1.4. Pudrición de raíz por <i>Ganoderma</i>	24
1.5. Nematodos agalladores, <i>Meloidogyne</i>	26

Patógenos de troncos y ramas

1.6. Cancro por <i>Haematonectria haematococca</i> y su anamorfo <i>Fusarium solani</i>	28
1.7. Cancro por <i>Botryosphaeria</i> y <i>Neofusicoccum</i> , sus especies y anamorfos	32
1.8. Cancro por <i>Phomopsis</i>	42
1.9. Cancro por <i>Teratosphaeria zuluensis</i>	44
1.10. Cancro por <i>Chrysosporthe cubensis</i>	46

Patógenos del follaje

1.11. Tizón foliar por <i>Rhizoctonia solani</i> y <i>Sclerotium rolfsii</i>	52
1.12. Mancha foliar por <i>Pestalotiopsis</i>	56
1.13. Mancha de la hoja por <i>Pseudocercospora ranjita</i>	58
1.14. Mancha foliar por <i>Cylindrocladium</i>	60
1.15. Mancha foliar por <i>Coniella fragaria</i>	62
1.16. Mancha foliar por <i>Phaeoseptoria epicoccoides</i>	64
1.17. Mancha foliar por <i>Phyllachora</i>	66
1.18. Roya de la teca por <i>Olivea tectonae</i>	68
1.19. Roya de la primavera por <i>Prospodium</i>	70

Marchitamientos

1.20. Marchitamiento bacteriano en viveros	72
1.21. Marchitamiento bacteriano en plantaciones por <i>Ralstonia solanaceum</i>	74
1.22. Flujo bacteriano en troncos de árboles vivos	78
1.23. Escoba de bruja posiblemente por fitoplasmas	80
1.24. Declinación de la melina por problemas de drenaje	82

Plantas parásitas

1.25. Muérdago o injerto <i>Struthanthus</i> sp.	84
---	----

Capítulo 2 Insectos

Insectos chupadores de savia

2.1. Chicharritas de follaje y brotes, Cicadellidae.	86
2.2. Mosquita blanca, <i>Aleurodicus dispersus</i>	88

2.3. Psílido harinoso del cedro y la caoba, <i>Mastigimas prob. schwarsii</i>	90
2.4. Conchuela del eucalipto, <i>Glycaspis brimblecombei</i>	92
2.5. Chupador del eucalipto, <i>Ctenarytaina eucalypti</i>	96
2.6. Cochinilla rosada del Hibisco, <i>Maconellicoccus hirsutus</i>	98
2.7. Insectos chupadores secundarios, <i>Bladina fowleri</i>	102
Insectos defoliadores	
2.8. Chapulines y langostas, <i>Schistocerca piceifrons piceifrons</i> y <i>Brachystola</i> spp.	104
2.9. Crisomelidos y raspador de la hoja, <i>Walterianella</i> spp.	108
2.10. Picudo del eucalipto, <i>Pantomorus albicans</i>	114
2.11. Gusano peludo, <i>Estigmene acrea</i>	116
2.12. Defoliador de la teca, <i>Hyblaea puera</i>	120
2.13. Defoliador del eucalipto, <i>Sarsina violascens</i>	126
2.14. Defoliador de la tabebuia, <i>Eulepte gastralis</i>	130
2.15. Hormigas arrieras, <i>Atta cephalotes</i> , <i>A. mexicana</i> , <i>A. texana</i> y <i>Acromyrmex octospinosus</i>	132
Insectos barrenadores de brotes y yemas	
2.16. Manejo del barrenador de las meliáceas, <i>Hypsipyla grandella</i>	144
2.17. Barrenador de yemas de pino, <i>Rhyacionia frustrana</i>	154
Insectos que se alimentan del tronco	
2.18. Barrenador del cedro <i>Chrysobothris yucatanensis</i> y <i>C. peninsularis</i> subsp. <i>sinaloae</i> ...	158
2.19. Barrenador del tronco, <i>Neoclytus cacticus</i>	162
2.20. Barrenador del tronco, <i>Aepytus</i> sp.	164
2.21. Barrenadores ambrosiales, <i>Xyleborus volvulus</i>	166
2.22. Isoptera (Termes, termitas o comejenes)	168
2.23. Termes subterráneos, <i>Coptotermes crassus</i>	170
2.24. Termes subterráneos, <i>Heterotermes convexinotatus</i>	172
2.25. Termes subterráneos, <i>Gnathamitermes</i>	174
2.26. Termes nido de cartón, <i>Nasutitermes corniger</i> y <i>N. nigriceps</i>	176
Insectos que se alimentan de la raíz	
2.27. Gallina ciega, mayates de junio, <i>Phyllophaga</i> , <i>Cyclocephala</i> y <i>Anomala</i>	178
Capítulo 3 Ácaros	
3.1. Araña roja, <i>Tetranychus</i>	182
Resumen de insectos que afectan árboles tropicales	184
Bibliografía	208
Índice de especies	220
Créditos	228

INTRODUCCIÓN

La necesidad de tener información apropiada para hacer diagnósticos precisos y disponer de alternativas para la identificación y manejo de insectos y patógenos que afectan las plantaciones forestales comerciales de México es indiscutible. Varias empresas plantadoras tuvieron ataques por insectos y patógenos que afectaron sus planes de desarrollo; por ello, varios reconocidos plantadores, entre ellos: el Ing. Avelino B. Villa Salas, el Ing. Jorge Barajas y el M. C. Javier Arcos Roa, generaron una demanda de investigación al Fondo Sectorial CONACYT-CONAFOR. El Fondo-atendió la demanda, y en 2010, convocó la realización del proyecto “Diagnóstico y alternativas para la prevención, control y manejo de diversas plagas y enfermedades que afectan las plantaciones forestales comerciales”. Este manual surge como respuesta a esta demanda y es uno de los resultados del proyecto mencionado.

Las plantaciones comerciales de México se hacen principalmente con especies de rápido crecimiento y en una región geográfica con altas temperaturas y gran precipitación, por lo cual el área de influencia del manual es principalmente el sureste de México.

El objetivo principal de este manual es que al utilizarlo, el plantador logre la identificación de las plagas y enfermedades que tienen importancia económica en las plantaciones forestales y que pueda disponer de sugerencias sobre métodos de detección, evaluación, prevención y manejo de plagas.

Está dirigido a todos aquellos interesados en la salud de las plantaciones forestales comerciales: Es resultado de investigaciones originales sobre algunas especies de plagas; así como de la recopilación de la investigación publicada por varios especialistas en México y en diferentes partes del mundo; también se conjunta y ordena información obtenida de plantadores sobre la importancia de las plagas y de las estrategias de combate y control; para obtener esta información se realizaron inspecciones en las plantaciones establecidas en varias partes de México.

En este documento en un lenguaje sencillo y práctico se describen los agentes de mayor importancia fitosanitaria en las plantaciones de teca (*Tectona grandis*), melina (*Gmelina arborea*), eucaliptos (*Eucalyptus* spp.), cedro rojo (*Cedrela odorata*), caoba (*Swietenia macrophylla*) y sobre algunas otras especies nativas del género *Tabebuia*.

Para ofrecer un panorama general y a modo de introducción, se presentan cuadros sobre las especies de patógenos e insectos detectados como asociados a las especies de árboles aquí tratadas.

El arreglo de los organismos se hace en dos grupos, pero se tratan individualmente, primero se describen los patógenos, agrupados en: patógenos de la raíz, patógenos de troncos y ramas, patógenos del follaje, marchitamiento de plantas y plantas parásitas; en otro grupo se describen los insectos agrupados como: insectos y ácaros chupadores de savia, insectos defoliadores, insectos barrenadores de brotes y yemas, insectos que se alimentan del tronco e insectos que se alimentan de la raíz.

Para cada tipo de plaga se ofrece información sobre los hospedantes, la distribución, su importancia, la sintomatología o descripción, el ciclo biológico, y de manera más detallada, lo que el plantador puede hacer sobre prevención y manejo. La parte taxonómica se menciona de forma sencilla y actualizada, suficiente para caracterizar a un patógeno o a un insecto; aun así, el plantador requiere de una observación cuidadosa para detectar los diferentes organismos, varios de ellos microscópicos y difíciles de observar en campo.

Existen algunas plantaciones de coníferas en ambientes tropicales y templados; sobre éstas, se hacen algunos aportes recientes. En los países del Caribe, de América Central y del norte de Sudamérica se tienen especies de árboles que también están en México, el entomólogo colombiano Alejandro Madrigal Cardeno en 2003, realizó una síntesis de los insectos que afectan estas especies de árboles; por ello, en este manual se actualiza esta información y se ofrece en forma de cuadros resumen. Algunos de los insectos allí mencionados pueden estar en México probablemente, pero en ningún caso han causado infestaciones de importancia.

Por último, se presentan las referencias bibliográficas para que el usuario pueda consultar de manera más extensa el tema de su interés.

PATÓGENOS E INSECTOS DE IMPORTANCIA EN LA TECA

Esta especie es de reciente introducción a las plantaciones comerciales de México; los primeros ensayos de introducción se hicieron en 1961 en el Campo Experimental “El Tormento” del INIF (ahora INIFAP), en Campeche. En la primera década de este siglo la teca ha sido introducida intensamente por las empresas plantadoras; hasta ahora se tienen aproximadamente 30,000 hectáreas plantadas (AMEPLANFOR, 2011) en varios estados del país, principalmente en Nayarit, Jalisco, Michoacán, Puebla, Veracruz, Tabasco, Campeche y Chiapas. Aparentemente y por su reciente introducción a México, las plagas que afectan la teca no son diversas; aunque varias son de importancia en las plantaciones. Aquí se describen 11 organismos patógenos, 11 especies de insectos y un ácaro.

Cuadro 1. Patógenos asociados a la teca

Nombre científico	Nombre común	Estados
<i>Phymatotrichopsis omnivora</i>	Pudrición de raíz	Campeche, Quintana Roo, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán
<i>Kretzschmaria zonata</i>	Pudrición de raíz	Campeche, Tabasco y Veracruz
<i>Armillaria tabescens</i>	Pudrición de raíz	Hidalgo, Puebla, Tabasco y Veracruz
<i>Haematonectria haematococca</i> y su anamorfo <i>Fusarium solani</i>	Cancro	Campeche
<i>Botryosphaeria rhodina</i>	Cancro	Campeche
<i>Phomopsis</i> sp.	Cancro	Campeche, Tabasco y Veracruz
<i>Rhizoctonia solani</i> y su teleomorfo <i>Thanatephorus cucumeris</i> .	Tizón foliar	Campeche
<i>Olivea tectonae</i>	Roya del follaje	Campeche, Chiapas, Jalisco, Nayarit, Puebla, Tabasco y Veracruz
<i>Ralstonia solanacearum</i>	Marchitamiento	Campeche, Tabasco y Veracruz
Flujos bacterianos	Marchitamiento	Tabasco y Veracruz
<i>Struthanthus</i> sp.	Injerto o muérdago	Campeche, Tabasco y Veracruz

Cuadro 2. Insectos asociados a la teca

Nombre científico	Nombre común	Estados
<i>Aleurodicus dispersus</i>	Mosquita blanca	Campeche, Jalisco, Tabasco y Veracruz
<i>Maconellicoccus hirsutus</i>	Cochinilla rosada	Nayarit
<i>Bladina</i>	Chupador de savia	Tabasco y Veracruz
<i>Schistocerca piceifrons</i>	Langosta	Campeche, Nayarit, Tabasco y Veracruz
<i>Walterianella</i>	Raspador de la hoja	Campeche y Tabasco
<i>Hyblaea pueria</i>	Defoliador	Campeche, Tabasco y Veracruz
<i>Atta cephalotes</i>	Hormiga arriera	Campeche, Chiapas, Oaxaca, Quintana Roo, Tabasco y Veracruz
<i>Atta mexicana</i>	Hormiga arriera	Jalisco y Nayarit
<i>Neoclytus cacos</i>	Barrenador de troncos	Campeche y Tabasco
<i>Aepytus</i>	Barrenador	Jalisco
<i>Coptotermes crassus</i>	Termitas	Amplia distribución
<i>Tetranychus</i>	Araña roja	Campeche, Tabasco y Veracruz

PATÓGENOS E INSECTOS DE IMPORTANCIA EN LA MELINA

La melina es una especie que en México, aunque tiene varios insectos y patógenos que la afectan, no presenta problemas serios de plaga; su principal problema es de carácter abiótico, los plantadores de Nayarit, Tabasco y Campeche han experimentado fuertes pérdidas por establecer plantaciones en sitios con suelos anegables y al mismo tiempo resecos durante el estiaje con resquebrajaduras severas que dañan raíces y permiten acceso de organismos oportunistas.

Por ello en este manual se describe con más detalle este problema y se urge a los plantadores a seleccionar adecuadamente sus terrenos.

Cuadro 3. Patógenos asociados a la melina.

Nombre científico	Nombre común	Estados
<i>Phymatotrichopsis omnivora</i>	Pudrición texana	Campeche, Tabasco y Veracruz
<i>Haematonectria haematococca</i> y su anamorfo <i>Fusarium solani</i>	Pudrición de la raíz	Campeche, Nayarit y Tabasco
<i>Botryosphaeria rhodina</i>	Cancro	Tabasco y Veracruz
<i>Pseudocercospora ranjita</i>	Mancha foliar	Campeche, Nayarit, Tabasco y Veracruz
Declinación de la melina	Declinación por suelos inundables	Campeche, Nayarit y Tabasco

Cuadro 4. Insectos asociados a la melina

Nombre científico	Nombre común	Estados
Cicadellidae	Chicharritas	Amplia distribución
<i>Schistocerca piceifrons</i>	Langosta	Amplia distribución
<i>Brachystola</i> y <i>Taeniopoda</i>	Chapulines	Amplia distribución
<i>Pantomorus albicans</i>	Picudo	Jalisco y Nayarit
<i>Estigmene acrea</i>	Gusano peludo	Nayarit y Sinaloa
<i>Atta cephalotes</i>	Hormiga arriera	Campeche, Chiapas, Oaxaca, Quintana Roo, Tabasco y Veracruz
<i>Atta mexicana</i>	Hormiga arriera	Jalisco y Nayarit
<i>Aepytus</i> sp.	Barrenador de troncos	Campeche
<i>Coptotermes crassus</i>	Termita subterránea	Amplia distribución
<i>Heterotermes convexinotatus</i>	Termita subterránea	Nayarit
<i>Gnathamitermes</i>	Termita de la corteza	Jalisco, Nayarit y Sinaloa
<i>Nasutitermes</i>	Termita	Amplia distribución
<i>Phyllophaga</i>	Gallina ciega	Amplia distribución

PATÓGENOS E INSECTOS DE IMPORTANCIA EN EL EUCALIPTO

Las especies de eucalipto de rápido crecimiento *E. urophylla*, *E. grandis*, *E. nitens* y *E. globulus* son las de mayor importancia económica, son las preferidas por los plantadores y actualmente ocupan una superficie plantada en el país que supera las 30,000 ha, las plantaciones se encuentran en los estados de Guerrero, México, Michoacán, Oaxaca, Tamaulipas, Veracruz y Tabasco.

Con la inspección y el contacto con los plantadores se logró reconocer la distribución e importancia de los organismos dañinos; destaca el gusano peludo *Sarsina violascens*, las termitas subterráneas

Coptotermes crassus y las hormigas cortadoras del género *Atta*. También se realizó la descripción morfológica y molecular de las principales especies patógenas: *Botryosphaeria eucalyptorum*, *Neofusicoccum parvum*, *Cylindrocladium scoparium*, *Coptotermes crassus*, *Heterotermes cardini*, *Phomopsis* sp.

Cuadro 5. Patógenos asociados al Eucalipto

Nombre científico	Nombre común	Estado
<i>Botryosphaeria rhodina</i>	Cancro de tallo	Campeche, Colima, Edo. de México, Jalisco, Puebla, Tabasco y Veracruz
<i>Botryosphaeria dothidea</i>	Cancro de tallo	Nayarit, Tabasco y Veracruz
<i>Neofusicoccum eucalyptorum</i>	Cancro de tallo	Michoacán, Tabasco y Veracruz
<i>Neofusicoccum parvum</i>	Pudrición de raíz y tallo	Campeche, Michoacán, Tabasco y Veracruz
<i>Teratosphaeria zuluensis</i>	Cancro de tallo	Tabasco y Veracruz
<i>Chrysosporthe cubensis</i>	Cancro de tallo	Campeche, Chiapas, Oaxaca, Tabasco y Veracruz
<i>Pestalotiopsis</i>	Mancha foliar y muerte de puntas	Campeche, Nayarit, Tabasco y Veracruz
<i>Cylindrocladium</i>	Mancha foliar	Tabasco y Veracruz
<i>Coniella fragaria</i>	Mancha foliar	Campeche, Oaxaca, Tabasco y Veracruz
<i>Phaeoseptoria epicoccoides</i>	Mancha foliar	Edo. de México, Jalisco, Michoacán, Nayarit, Tabasco y Veracruz
<i>Ralstonia solanacearum.</i>	Marchitamiento	Veracruz
Flujos bacterianos	Flujos	Michoacán
Fitoplasma	Escoba de bruja	Nayarit, Tabasco y Veracruz

Cuadro 6. Insectos asociados al Eucalipto

Nombre científico	Nombre común	Estado
<i>Cicadellidae</i>	Chicharritas	Amplia distribución
<i>Glycaspis brimblecombei</i>	Conchuela del eucalipto	Amplia distribución
<i>Ctenarytaina eucalypti</i>	Psílido azul	Michoacán
<i>Schistocerca piceifrons</i>	Langosta	Amplia distribución
<i>Brachystola</i> y <i>Taeniopoda</i>	Chapulines	Amplia distribución
<i>Metachroma</i>	Crisomelido café	Tabasco y Veracruz
<i>Pantomorus</i>	Picudo del eucalipto	Jalisco, Nayarit y Tabasco
<i>Estigmene acreae</i>	Gusano peludo	Nayarit y Sinaloa
<i>Sarsina violascens</i>	Defoliador	Campeche, Chiapas, Oaxaca, Tabasco y Veracruz
<i>Atta cephalotes</i>	Hormiga arriera	Campeche, Chiapas, Oaxaca, Quintana Roo, Tabasco y Veracruz
<i>Atta mexicana</i>	Hormiga arriera	Guerrero, Jalisco, Nayarit, Tamaulipas y Veracruz
<i>Atta texana</i>	Hormiga arriera	Tamaulipas
<i>Neoclytus cacicos</i>	Barrenador	Campeche, Jalisco y Tabasco

Cont. cuadro 6. Insectos asociados al Eucalipto

Nombre científico	Nombre común	Estado
<i>Xyleborus</i>	Barrenador de Tronco	Amplia distribución
<i>Coptotermes crassus</i>	Barrenador de tronco y raíz	Campeche, Chiapas, Tabasco y Veracruz
<i>Coptotermes vastator</i>	Barrenador de tronco y raíz	Tabasco y Veracruz
<i>Heterotermes</i>	Barrenador de tronco y cuello	Campeche, Chiapas, Tabasco y Veracruz
<i>Nasutitermes corniger</i>	Barrenador de tronco	Campeche, Chiapas, Tabasco y Veracruz
<i>Tetranychus</i>	Araña roja	Oaxaca, Tabasco y Veracruz

PATÓGENOS E INSECTOS DE IMPORTANCIA EN MELIÁCEAS

Las plantaciones de cedro y caoba se establecen en todo el trópico mexicano, en gran variedad de climas y suelos, a pesar de los daños por plagas las plantaciones se establecen en muchas comunidades rurales como parte integral del patrimonio de muchos mexicanos. Las plagas que se asocian a estos árboles son numerosas, aquí se describen nueve patógenos y nueve insectos; destaca por su importancia como plaga principal en estos árboles el barrenador *Hypsipyla grandella*

Cuadro 7. Patógenos asociados a las meliáceas (Cedrela y Swietenia)

Nombre científico	Nombre común	Estados
<i>Phymatotrichopsis omnivora</i>	Pudrición texana	Campeche y Veracruz
<i>Armillaria</i>	Pudrición de raíz	Campeche, Hidalgo, Tabasco y Veracruz
<i>Ganoderma</i>	Pudrición de raíz	Campeche, Oaxaca y Veracruz
<i>Botryosphaeria rhodina</i>	Cancro	Tabasco y Veracruz
<i>Phomopsis</i>	Cancro	Campeche, Puebla, Tabasco y Veracruz
<i>Cylindrocladium</i>	Mancha foliar	Hidalgo, Puebla y Veracruz
<i>Phyllachora</i>	Mancha foliar	Campeche, Hidalgo, Jalisco, Puebla, Tabasco, Veracruz y Yucatán
Bacterias	Marchitamiento bacteriano	Puebla y Veracruz
<i>Struthanthus</i>	Muerdago	Hidalgo, Puebla, Tabasco y Veracruz

Cuadro 8. Insectos asociados a las meliáceas (Cedrela y Swietenia)

Nombre científico	Nombre común	Estados
<i>Cicadellidae</i>	Chicharritas	Amplia distribución
<i>Mastigimas</i>	Piojo harinoso	Campeche, Jalisco, Oaxaca, Puebla, Quintana Roo, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán
<i>Atta cephalotes</i>	Hormiga arriera	Campeche, Chiapas, Oaxaca, Quintana Roo, Tabasco y Veracruz
<i>Atta mexicana</i>	Hormiga arriera	Guerrero, Jalisco, Nayarit, Tamaulipas y Veracruz
<i>Hypsipyla grandella</i>	Barrenador	Amplia distribución
<i>Chrysobothris</i>	Barrenador	Amplia distribución

Cont. cuadro 8. Insectos asociados a las meliáceas (*Cedrella* y *Swietenia*)

Nombre científico	Nombre común	Estado
<i>Nasutitermes</i>	Termitas	Amplia distribución
<i>Phyllophaga</i>	Gallina ciega	Amplia distribución
<i>Tetranychus</i>	Araña roja	Hidalgo, Oaxaca, Puebla y Veracruz

PATÓGENOS E INSECTOS DE IMPORTANCIA EN TABEBUIA

Las especies de plagas asociadas a este árbol son varias, algunas identificadas como de alto valor económico, pero con poca información; en este manual se describen algunas de las más comunes: dos patógenos y cinco artrópodos y un ácaro.

Cuadro 9. Patógenos asociados a *Tabebuia*

Nombre científico	Nombre común	Estados
<i>Prospodium</i>	Roya	Baja California, Chiapas, Morelos, Tabasco y Veracruz
<i>Struthanthus</i>	Muérdago	Veracruz

Cuadro 10. Insectos asociados a *Tabebuia*

Nombre científico	Nombre común	Estado
<i>Cicadellidae</i>	Chicharritas	Amplia distribución
<i>Eulepte gastralis</i>	Defoliador	Tabasco y Veracruz
<i>Atta cephalotes</i>	Hormiga arriera	Campeche, Chiapas, Oaxaca, Quintana Roo, Tabasco y Veracruz
<i>Atta mexicana</i>	Hormiga arriera	Guerrero, Jalisco, Nayarit, Tamaulipas y Veracruz
<i>Aepytus</i>	Barrenador del tronco	Nayarit
<i>Tetranychus</i>	Araña roja	Oaxaca, Tabasco y Veracruz

PATÓGENOS E INSECTOS DE IMPORTANCIA EN OTRAS ESPECIES

En el desarrollo del presente manual fue posible detectar y contribuir con información nueva sobre algunas especies de árboles que están empezando a ser utilizadas en plantaciones; tal es el caso de *Pinus caribaea* y *P. elliottii* o meliáceas exóticas como *Khaya senegalensis*; también se registra un nematodo agallador de raíces en la parota *Enterolobium cyclocarpum*.

Cuadro 11. Patógenos asociados a otras especies

Nombre científico	Nombre común	Estados
<i>Ganoderma</i> En cítricos	Pudrición de raíz	Campeche, Hidalgo, Tabasco y Veracruz
<i>Meloidogyne</i> En <i>Enterolobium cyclocarpum</i>	Nematodo agallador	Tabasco y Veracruz
<i>Sclerotium</i> En <i>Khaya</i>	Tizón foliar	Tabasco y Veracruz

Cuadro 12. Insectos asociados a pinos tropicales

Nombre científico	Nombre común	Estados
<i>Rhyacionia frustrana</i> En pino	Barrenador de yemas	Oaxaca y Veracruz
<i>Phyllophaga</i> En pino	Gallina ciega	Veracruz
<i>Atta cephalotes</i> En pino	Hormiga arriera	Veracruz

1.1. Pudrición texana por *Phymatotrichopsis omnivora*

David Cibrián Tovar y Francisco Sánchez Ramayo

HOSPEDANTES

Cedrela odorata, *Gmelina arborea*, *Khaya senegalensis*, *Swietenia macrophylla* y *Tectona grandis*. En Estados Unidos se reporta en *Eucalyptus camaldulensis*. *P. omnivora* es un patógeno nativo del suelo que ataca más de 2300 especies de dicotiledóneas, principalmente a latifoliadas.

DISTRIBUCIÓN

Sur de los Estados Unidos de América y todo el norte y centro de México, siempre en suelos con pH elevado.

En el sur de México se reporta para Campeche, Tabasco y Veracruz; se distribuye en suelos alcalinos. Los rangos de pH en el suelo de 8.5 - 8, < 8 - 7.5 y < 7.5 - ≤ 7 se asociaron respectivamente con síntomas frecuentes, medios y escasos en plantas de algodón.

IMPORTANCIA

Es un patógeno de importancia económica en plantaciones de cedro rojo y teca, lo cual está registrado en la literatura reciente, *P. omnivora* es de los más destructivos y difíciles de controlar, ya que puede sobrevivir por largos periodos en el suelo en ausencia de hospederos; como tal, tiene muy poco poder de dispersión, es más destructivo en suelos de origen limatosos (calcáreos), altamente alcalinos (PH altos), suelos compactos, pobres en materia orgánica y que son expuestos a altas temperaturas durante el verano.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. Para la detección se sugiere extraer raíces de árboles muertos e inspeccionar con una lupa la corteza. Se deben buscar cordones miceliares, los cuales tienen un aspecto de fieltro color marrón a café oscuro, se desarrollan sobre las raíces muertas. Bajo el microscopio se observan cordones miceliares de aproximadamente 200 µm de diámetro, compuestos por hifas largas, y pequeñas entrelazadas; en

vista lateral se pueden observar hifas aciculares cortas en forma de cruz, estas hifas al ser diagnósticas sirven para la identificación precisa del patógeno, este patógeno también forma esclerocios de forma irregular, color café a negro, de 1 a 5 mm de diámetro. Sus conidios son unicelulares, hialinos, globosos de 4.8-5.5 µm de diámetro u ovados de 6-8 x 5-6 µm. No se han desarrollado pruebas de patogenicidad; sin embargo, la presencia de este hongo en árboles vivos declinantes permite suponer que son los causales de muerte.

Síntomas. Los árboles afectados se presentan de forma individual o en grupo, muestran una reducción de crecimiento, con hojas reducidas y cloróticas, el proceso termina en la muerte. Cuando la infección se presenta en grupo se aprecian árboles con diferentes grados de declinación, en el centro de un grupo afectado están árboles sin ramas y conforme se avanza del centro hacia afuera se tendrán árboles con diferentes grados de daño. En la copa se presenta un marchitamiento generalizado, pérdida de turgencia y un amarillamiento del follaje de leve a intenso, posteriormente ocurre una defoliación total. En la base del tronco se observa un cuarteamiento de la corteza. Bajo el nivel del suelo es evidente la pudrición de la raíz, que adquiere tonalidades oscuras en floema, cambium y madera, con un fácil desprendimiento de la corteza.

CICLO BIOLÓGICO

En plantaciones de cedro rojo, las condiciones que favorecen la presencia de la enfermedad son suelos con alto pH y alta humedad. La dispersión es de forma mecánica a través del suelo o mediante el contacto de raíces enfermas con raíces sanas, hasta ahora no se conoce el mecanismo de dispersión de las esporas.

Otra característica de este patógeno es que las infecciones se presentan en forma de manchones o en árboles muy localizados en plantaciones; es decir el patógeno se restringe a las



Pudrición texana, *Phymatotrichopsis omnivora*, en teca. A, B y C árboles en declinación, el follaje luce de color oscuro; la base del tronco no presenta desarrollo hipertrófico. **D** árbol con muerte generalizada, solo una parte de la raíz estuvo viva y emitió nuevos brotes. **E** daño en floema y cambium.

zonas donde las condiciones del suelo le son favorables. Este hongo solo ataca plantas maduras, las plántulas en vivero no son susceptibles a esta enfermedad. Las plantaciones de cedro rojo, con 6 a 7 meses de edad han sido afectadas por el patógeno. A *P. omnivora* le favorecen las temperaturas altas y los días soleados, lo cual se asocia con marchitamientos y amarillamientos del follaje.

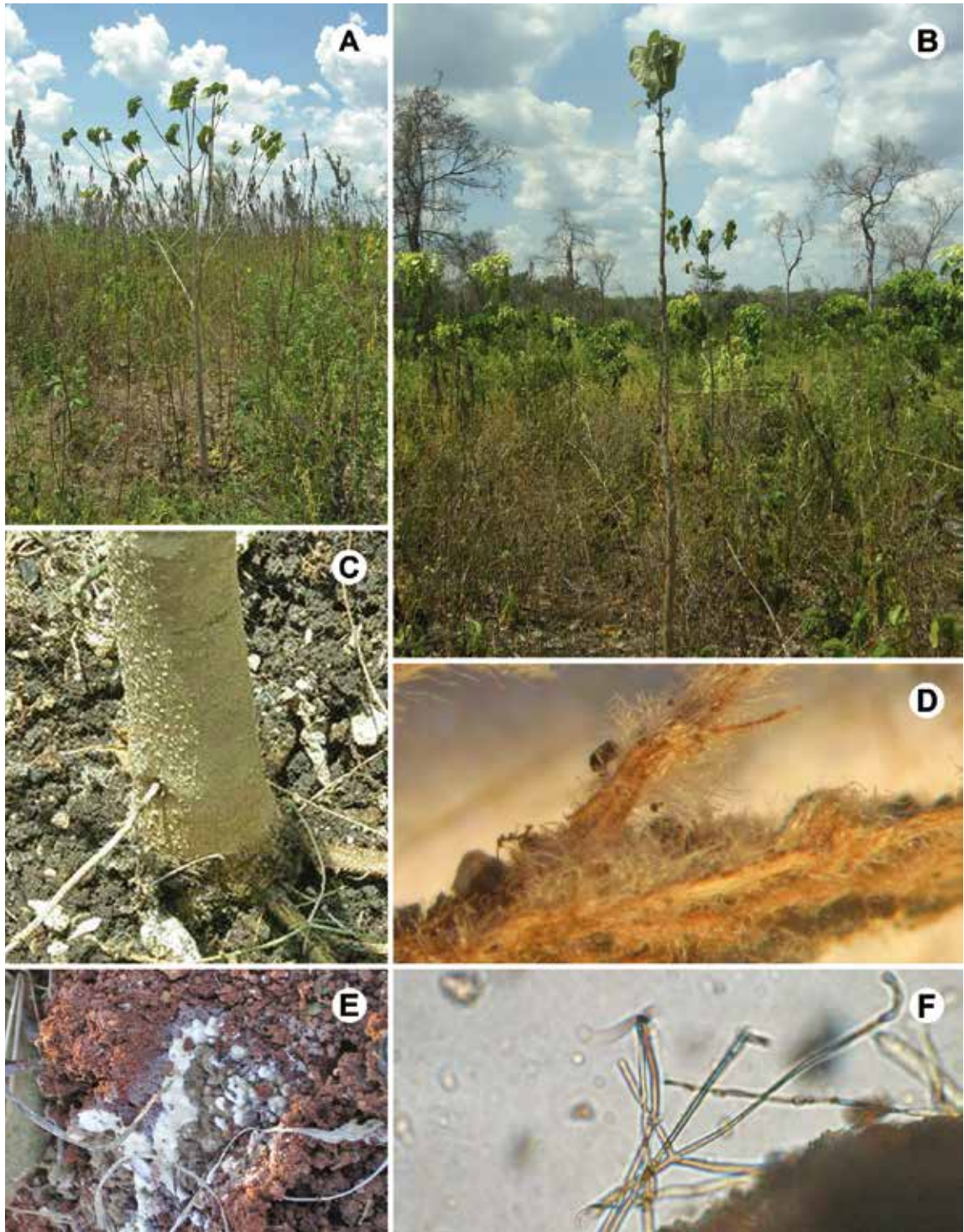
Por observaciones en las plantaciones, el hongo solo se forma una vez al año en época de lluvias, es posible que la infección sea en sitios lesionados de la raíz. La mayoría de las veces los esclerocios sobreviven en el suelo profundo, a más de 2 metros y pueden permanecer más de diez años en latencia, las raíces de los árboles requieren crecer para alcanzar una profundidad de varios metros, solo así se infectarán por el micelio que se forma a partir de los esclerocios.

MANEJO

Se retiran los árboles muertos, se sugiere des-toconar para evitar que el patógeno continúe

su desarrollo. Los productos como el Benomyl, Tiabendazol + Benomyl son muy empleados en cultivos de alto valor económico. Otra opción de control es con productos microbiales antagonistas, los cuales colonizan la rizósfera secundaria, que es la que absorbe agua y nutrientes. Los productos de organismos antagonistas que se pueden aplicar son *Trichoderma harzianum*, Microsoil (es un complejo de bacterias del genero *Azotobacter* spp., *Clostridium* spp., *Bacillus* spp., *Azospirillum* spp., *Rhodobacter* spp.) a una dosis de 500 ml/ha y 5 kilogramos de estiércol en 150 litros de agua, preparar un tambo y dejarlo reposar 12 horas tapado y aplicarlo en la mañana en forma de drench quitando la boquilla, efectuar las aplicaciones cada 6 meses.

Como una mejor alternativa, se recomienda incrementar los niveles de materia orgánica en el suelo, incorporando estiércol de vaca y/o de borrego con 6 meses de soleado, revuelto con tierra, en proporción de 50% de estiércol y 50% de tierra cribada, aplicar la mezcla en el cajete.



Pudrición texana, *Phymatotrichopsis omnivora*, en melina. A y B árboles moribundos. C árbol con lesión en la base. D cordones miceliares en la superficie de la corteza de la raíz. E manto miceliar sobre el suelo. F hifas en cruceta, se forman en la periferia de los cordones miceliares que están sobre la corteza.

1.2. Pudrición de raíz por *Kretzschmaria zonata*

David Cibrián Tovar, Omar Alejandro Pérez Vera, Víctor D. Cibrián Llanderal y José Cibrián Tovar

Este hongo fue confundido con *Kretzschmaria deusta* por varios años; sin embargo, ahora se considera que *K. deusta* se distribuye en los ambientes templados a mayor altitud.

Su sinonimia es *Ustulina zonata*.

HOSPEDANTES

Con preferencia en cítricos, pero también reportada en *Camellia sinensis*, *Hevea brasiliensis* y *Tectona grandis*.

DISTRIBUCIÓN

Este hongo tiene distribución tropical en los continentes de África y América, en México está registrado en Campeche, Nuevo León, Quintana Roo, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

IMPORTANCIA

Este hongo es un patógeno reconocido por su importancia en huertos de cítricos, en Campeche, Nuevo León, Quintana Roo, Tabasco, Tamaulipas y Veracruz. Su relación con la teca ya está identificada y es mencionada por Sinclair y Lyon (2005). En Plantaciones de Campeche, desde 2009, 2010 y 2011, se identificó como causante de muerte de árboles; en algunas plantaciones la mortalidad fue más elevada en los sitios afectados severamente por un huracán. Los vientos huracanados fácilmente provocan lesiones en los árboles por donde entra el patógeno. En teca es de gran importancia.

SINTOMATOLOGÍA

La sintomatología en Teca es característica y su diagnóstico se hace con relativa facilidad.

Signos. La descripción del teleomorfo que ofrece San Martín (1997) es la siguiente: Estromas repando-pulvinados, superficiales, de crecimiento irrestricto, de 3-7.5 cm de largo X 2-5 cm de ancho X 0.1-0.2 c. de alto, externamente de color café oscuro a negro, internamente negruzco con una capa blanquecina debajo de los peritecios. Textura dura. Superficie lisa con

ostiolos y protrusiones periteciales. Peritecios ovales monósticos, de 1.2-1.5 mm de alto X 0.9-1 mm de ancho. El plantador podrá reconocer al patógeno por la costra gris que se forma en la base del árbol. Ascosporas de color casi negro, elipsoides inequilaterales a crescentícas con extremos estrechos, frecuentemente constreñidos, de 25-29 (30) X 8-12 μm , con línea germinal recta casi a todo lo largo del propágulo; las mediciones de ascosporas en este estudio, (24-) 26 - 29 (-32) x (8+) 9 - 10.5 μm , muestran una ligera variación en tamaño con el reportado por San Martín (1997). La diferencia con *K. deusta* es que la línea germinal de las ascosporas es más corta.

El anamorfo se caracteriza por tener conidióforos pequeños, hialinos y conidios muy pequeños, miden 4 x 2 μm .

Los signos vegetativos de *K. zonata* son el micelio subcortical en las raíces principales; así como mantos miceliares sobre la superficie del suelo. En la madera de tocones cortados se aprecian líneas negras que delimitan áreas de pudrición; estas líneas separan colonias provenientes de esporas individuales. La raíz de los árboles infectados tiene micelio en desarrollo, a manera de manto miceliar, blanco a grisáceo, se ubica en la zona de cambium.

Síntomas. Los árboles infectados muestran suspensión de crecimiento, el follaje se reduce en tamaño y adquiere tonos verde claros a amarillos; sin embargo, algunos árboles son asintomáticos en su follaje, hasta que la pudrición está muy avanzada en la base del tronco; donde se desarrolla el síntoma más característico de la enfermedad, cuando la pudrición de raíz alcanza el cuello del árbol y forma una constricción, ésta bloquea el paso de líquidos que vienen bajando por el floema, lo que provoca un tejido calloso, turgente, que se forma a manera de faldón, alrededor del tronco.

Mientras el agua que absorbe la raíz logre ascender por el xilema, el árbol puede realizar sus funciones vitales y continuar mandando



Pudrición de raíz por *Kretzschmaria zonata*. A, B, C, y D uno de los signos más característicos de esta enfermedad, son las estructuras reproductoras o ascomas, en forma de costras de color gris; son placas estromáticas que contienen estromas repandos. E corte de un estroma con peritecios. F ascas hialinas con ascosporas. G ascosporas gris oscuro.

sustancias elaboradas por floema, dependiendo del tamaño y vigor del árbol afectado, esta condición puede mantenerse por varias semanas o meses. En el sitio de constricción, la superficie del tejido es oscura, con la corteza endurecida, donde se formará el cuerpo reproductor del hongo.

Las raíces recién infectadas tienen un color negro, con la corteza fácilmente desprendible, textura acuosa y húmeda, poco a poco la madera adquiere una consistencia fibrosa en la superficie.

Este patógeno causa una pudrición suave de la madera, el micelio consume la celulosa de la pared celular secundaria, dejando intacta la lamela media, rica en lignina; aparentemente la madera infectada se observa compacta; sin embargo, conforme se desarrolla la pudrición de la madera, se reduce la resistencia.

En cortes de tocones se aprecia la pudrición de la madera, ocurre de afuera hacia adentro, con evidente pérdida de celulosa.

La infección por este patógeno alcanza las raíces principales y secundarias, la pudrición afecta la madera central de la raíz y puede alcanzar varias decenas de cm de longitud. En la presencia de vientos se fracturan por el cuello.

La muerte de los árboles se presenta en manchones con un proceso secuencial: a partir del centro hacia las orillas, con árboles muertos sin ramas a muertos con ramas, luego recién muertos, los que están a punto de morir con follaje reducido y amarillento, y por último los que se ven sanos, pero pueden tener síntomas internos en la base del árbol e incluso estructuras reproductoras del hongo (costras grises en la base).

Reconocimiento en campo. Los hongos son resupinados, forman una placa irregular aunque algo circular, sobre el área del tronco que conecta con la raíz, de hasta 25 cm en su parte más ancha. A pocos cm de altura o en contacto con el suelo es de color gris, con tonalidades de gris y aclarándose hacia la periferia y el margen blanco, en donde se desarrolla el anamorfo. Las placas estromáticas son fácilmente visibles y están sobre la corteza o debajo del faldón.

CICLO BIOLÓGICO

Se reconoció por observación, la presencia de ascomas maduros en la base de árboles in-

fectados, en Campeche y Tabasco, aparecen los primeros ascomas en julio, pero será hasta bien entrada la temporada de lluvias o inmediatamente después, de agosto a noviembre, que son más abundantes y con ascosporas y conidios, esto es indicativo de que el periodo de dispersión de esporas es largo y dependerá de las condiciones ambientales de la plantación; mientras exista humedad, ya sea por lluvias o por riego a la plantación, se tendrá el desarrollo de estructuras de reproducción y esporas.

No se conoce el tiempo que pasa entre la llegada de esporas a una raíz y la primera formación del ascocarpo en el cuello del árbol, pero se presume que requiere de meses, probablemente de un año.

Se sabe que las ascosporas son dispersadas a través del viento y el agua de lluvia, los cauces de agua que se forman, podrían moverlas sobre o entre el suelo. Las ascosporas quedan depositadas sobre la corteza de raíces o de troncos.

Se conoce que para *K. deusta*, ambos tipos de esporas, ascosporas y conidios participan en el proceso de infección, por ello se asume que es altamente probable que para esta especie tanto las ascosporas como los conidios causen nuevas infecciones.

Las esporas que llegan a raíces lesionadas por cualquier causa, como: golpes de máquinas de chapeo, paso de maquinaria pesada, suelos anegados, árboles dañados por el viento, incendios superficiales, daño por larvas de gallina ciega, etc., las colonizan con éxito y la infección continua.

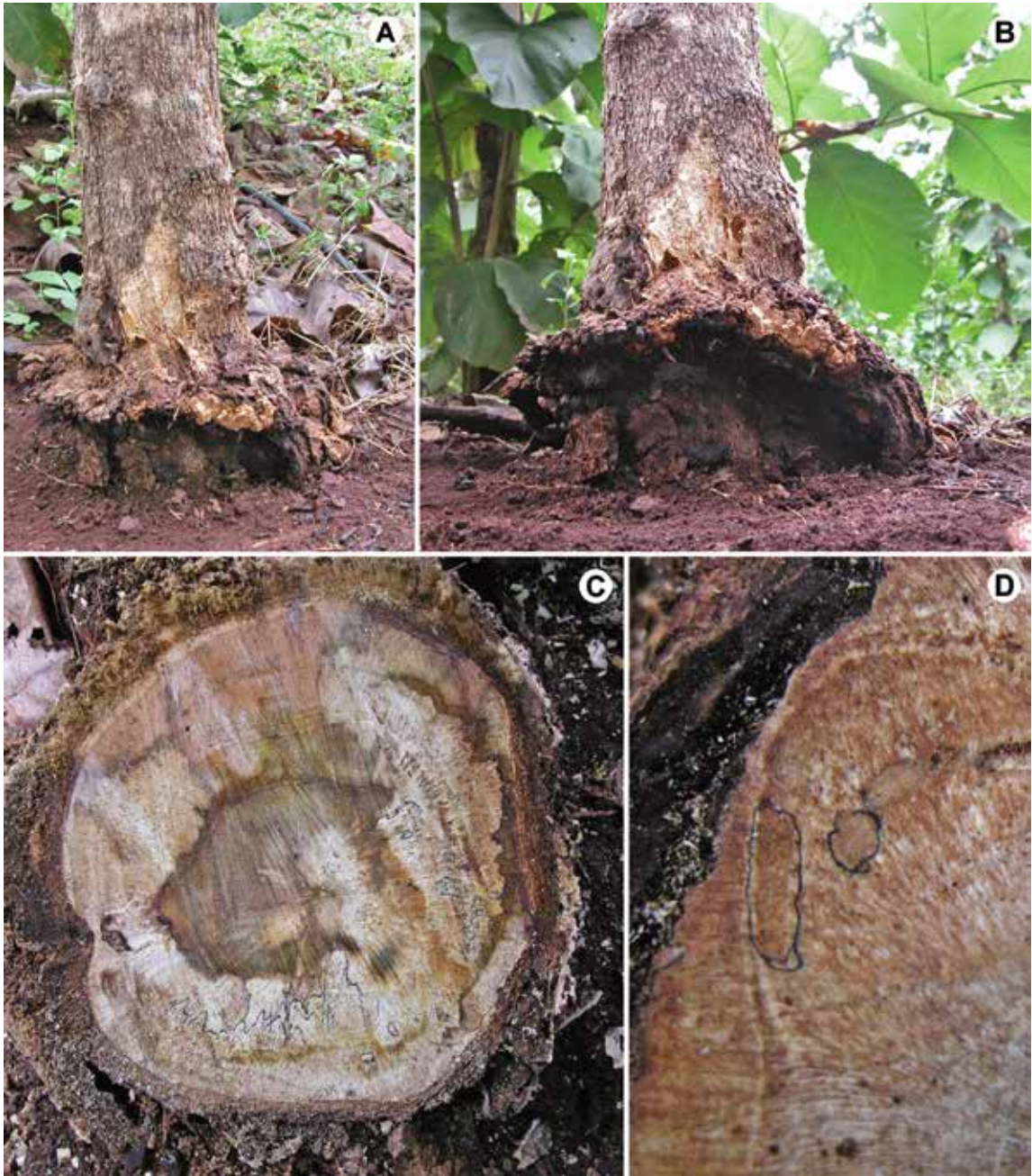
En las plantaciones, las raíces infectadas de árboles moribundos transmiten la infección a los árboles sanos, cuando la raíces están en contacto, lo cual explica la formación de manchones de árboles muertos con diferentes grados de defoliación y muerte descendente.

MANEJO

Se proponen varias acciones enmarcadas en un plan general de manejo de la enfermedad:

- **Monitoreo del patógeno.** Es una actividad importante, básica en el manejo de la enfer-

Patógenos de la raíz



Kretzschmaria zonata. A y B árbol de teca con el faldón característico, note el crecimiento hipertrófico de la corteza, la pudrición está por debajo, en el cuello de raíz. C y D corte de cuello de raíz, note la pudrición, delineada con líneas negras, son varias infecciones que se delimitan con ellas, este tipo de pudrición es característico de Xylariales, grupo al que pertenece este hongo; en la parte superior de C se aprecia una pequeña parte de floema y madera que aún están vivos en el árbol.

medad, se debe realizar en los periodos de tiempo en que sea más fácil detectar los síntomas y signos, normalmente en la segunda mitad del año, los predios que tengan árboles con síntomas se deben ubicar en los planos de la plantación, se debe dar seguimiento a la tendencia de la infección así como a los resultados del manejo realizado.

Es importante establecer un monitoreo de las esporas, para ello, se recomienda la instalación de trampas de esporas en los predios más afectados.

Tratar patógenos de la raíz como éste es difícil y muchas veces no se logran los resultados esperados; a continuación se ofrecen algunas opciones de combate, siempre basadas en la detección y registro de manchones con arbolado muerto o enfermo:

- **Delimitación del manchón.** Se hace ubicando los árboles muertos y enfermos, se busca delimitar el área con raíces enfermas.

- **Derribo de los árboles muertos o enfermos.** Se recomienda hacer el derribo lo más cercano al ras del suelo, para minimizar el volumen de madera susceptible a ser infectada por el hongo.

- **Aplicación de un hongo antagonista en la superficie del corte y luego cubrir con tierra.** Esta opción no garantiza el control del patógeno, es probable que sobreviva en el cuello de la raíz y en las raíces principales; pero se espera que reduzca su tasa de desarrollo.

- **Creación de una zanja en el borde de la infección.** Se sugiere realizar una zanja que corte la conexión de raíces enfermas con raíces sanas.

- **Extracción de tocones.** La extracción debe ser con todo y raíz, para después incinerar. Esta forma de combate reduce la cantidad de inóculo del patógeno; sin embargo, tiene alto costo y si se utilizan equipos pesados, como tractores, se tendrán consecuencias negativas en la compactación del suelo.

- **Quema de tocones infectados.** Labor que se realiza mediante la aplicación de carbón encendido al centro de los tocones secos e infectados con el hongo. Se hace en tiempo de secas, también tiene alto costo de aplicación en mano de obra y con la desventaja de que únicamente afecta las partes superiores del tocón.

Prevención de infecciones.

La práctica silvícola de aclareo en las plantaciones, para reducir la densidad y optimizar el desarrollo de madera, tiene gran importancia en el desarrollo de la enfermedad, ya que los tocones resultantes del aclareo facilitan el establecimiento y desarrollo del patógeno; por ello, se sugiere hacer los cortes de derribo a ras del suelo, para minimizar el volumen de madera en el que se pueda desarrollar el hongo; la superficie de corte del tocón se puede proteger con un hongo antagonista, por ejemplo *Trichoderma*, se aplica en la superficie y luego se cubre con tierra. La densidad apropiada es importante para mantener el vigor de los árboles y su capacidad de defensa, por ello, y de acuerdo a las condiciones del sitio se sugiere mantener la distancia óptima de acuerdo las clases de edad de los árboles residuales.

- **Desinfección de herramientas de poda e instrumental con un desinfectante.** Se refiere a la desinfección de las herramientas utilizadas en la poda de ramas y en la corta de aclareo.

- **Remoción de cuerpos reproductores del hongo.** Se sugiere la remoción de los cuerpos reproductores del hongo (estromas) para bajar el inóculo. Se hace raspando la superficie del cuello de raíz y los primeros cm de altura en el tronco. Se sugiere realizar esta actividad solo con carácter preliminar, los árboles infectados ya tendrán pocas probabilidades de sobrevivir, deberán ser marcados y eventualmente ser derribados y tratar su tocón.

- **Establecimiento de tapetes sanitarios en los sitios de acceso a la plantación.** Es una actividad que protege a nuevos predios de ser infectados con esporas que pueden ser llevadas por el personal o su equipo.

Patógenos de la raíz



Pudrición de Raíz por *Kretzschmaria zonata*. A y B cuello de raíz de un árbol vivo, pero infectado, note el micelio blanco, profuso, que viene de la raíz infectada. C corteza de una raíz infectada, manto micelial que abre en forma de abanico. Las raíces infectadas de árboles moribundos, en la zona de contacto con raíces de árboles sanos, se desarrolla micelio en las raíces nuevas produciendo otras infecciones.

1.3. Pudrición de raíz por *Armillaria*

David Cibrián Tovar, Dionicio Alvarado Rosales, Javier Arcos Roa

Algunas de las especies de este género de hongos infectan raíces de árboles vivos, otras son saprofíticas y algunas más son parásitas facultativas; aquí se describe una enfermedad que ocurre en teca, pero este hongo es común en otros árboles tanto de ambientes templados como tropicales. Las especies de *Armillaria* que se tienen identificadas de México son; *Armillaria tabescens*, *A. ostoyae*, *A. mellea*; en el trópico mexicano se tiene detectada a *A. mellea*.

HOSPEDANTES

Cedrela odorata, *Tectona grandis*, cítricos, muchos otros en ambientes templados y tropicales.

DISTRIBUCIÓN

Campeche, Hidalgo, Puebla, Tabasco y Veracruz, amplia distribución en México.

IMPORTANCIA

Algunas especies de este género de hongos son patógenos probados en árboles frutales y forestales; por ello se les asigna gran importancia económica, en el caso de las plantaciones tropicales se tienen pocos registros de infecciones, destaca un hongo identificado actualmente como *Armillaria*, el cual tiene importancia moderada y obliga a su atención por parte de los plantadores.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. En la base de los árboles afectados se forman grupos de hongos típicos, con estípites, sombreros y laminillas en el himenio. Son agrupaciones de 3 a 30 basidiomas. De color castaño, con hábito delicuescente. En el cuello de raíz y en las raíces principales se forma una capa de micelio entre floema y cambium, este micelio tiene forma de abanico y deja huellas en la madera infectada; el hongo también penetra en la madera, en donde ocupa porciones de xilema, a manera de parches de color blanco. Otra evidencia de los signos es mediante los rizomorfos,

éstos son de color negro a café naranja, extraen agua y crecen entre el suelo y sobre la superficie de la corteza de raíces y cuello.

Síntomas. Los árboles afectados muestran una reducción de crecimiento, con hojas reducidas y cloróticas, mueren en grupo conforme a los diferentes grados de declinación; generalmente, al centro de una hilera de árboles infectados se aprecian individuos ya sin ramas y a los lados árboles con diferentes grados de daño. La madera del cuello y de las raíces principales se descompone por efecto del hongo que genera una pudrición blanca, es decir descompone la lignina dejando la celulosa, y causa una descomposición fibrosa.

CICLO BIOLÓGICO

Por observaciones en las plantaciones de teca, los basidiomas o cuerpos reproductores del hongo solo se forman una vez al año. En época de lluvias, las basidiosporas podrán ser llevadas por el viento o el agua de lluvia, por el aire o por el suelo; las especies de este hongo infectan a los árboles a través de las raíces lesionadas, así que daños por poda de malezas, por insectos del suelo como gallinas ciegas o por otra razón sirven de entrada al patógeno.

MANEJO

Se sugiere hacer revisiones periódicas en la plantación, sobre todo en el período en que se forman los basidiomas para identificar los focos de infección. Los árboles muertos se deben retirar y en lo posible destocoñar. Cuando se realicen cortas de aclareo se sugiere hacer el corte al ras del suelo, con ello se busca reducir el volumen de madera y facilitar la descomposición del tocón. Cuando se logran identificar manchones de árboles enfermos se puede hacer una zanja que corte el paso de los rizomorfos y se pueda limitar la infección; las zanjas que se han realizado para el control del hongo miden 30 cm de profundidad.



Pudrición de raíz por *Armillaria*. **A** árboles muertos e infectados; se aprecia un árbol muerto en el centro y en la periferia existen varios con follaje reducido. **B** rizomorfo, cordón de color negro, al centro de la foto. **C** basidiomas en grupo, salen del cuello de raíz de una teca.

1.4. Pudrición de raíz por *Ganoderma*

Las especies de *Ganoderma* son de difícil identificación, para los ambientes tropicales de México se han identificado las especies *G. australis*, *G. applanatum*, *G. colossum*, *G. curtisii*, *G. lobatum*, *G. lucidum*, y *G. resinaceum*.

HOSPEDANTES

Cedrela odorata, cítricos, numerosos hospedantes.

DISTRIBUCIÓN

Campeche, Oaxaca y Veracruz. De amplia distribución en México.

IMPORTANCIA

Patógeno de baja importancia en plantaciones de cedro rojo y caoba, de gran importancia en otros ambientes. En las plantaciones afecta árboles grandes.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. En la base de los troncos se aprecian numerosos cuerpos reproductores del hongo, son basidiocarpos sésiles o sin pata, de gran tamaño, con un píleo laqueado de color rojizo a café; el himenio es blanco cuando nuevo y amarillento a café rojizo en las estructuras viejas. Los nuevos basidiocarpos tienen una forma semi esférica de hasta 20 centímetros de diámetro, los más grandes toman una forma

de repisa. Las basidiosporas son unicelulares. La infección se presenta en la albura; y causa la pudrición blanca y fibrosa de la madera. El floema es afectado y se bloquea el flujo de sustancias hacia la raíz.

Síntomas. Los árboles afectados muestran muerte descendente de la copa, y follaje ralo y clorótico, la punta y las ramas principales se van secando paulatinamente. Los árboles a punto de morir tienen una copa disminuida y declinante.

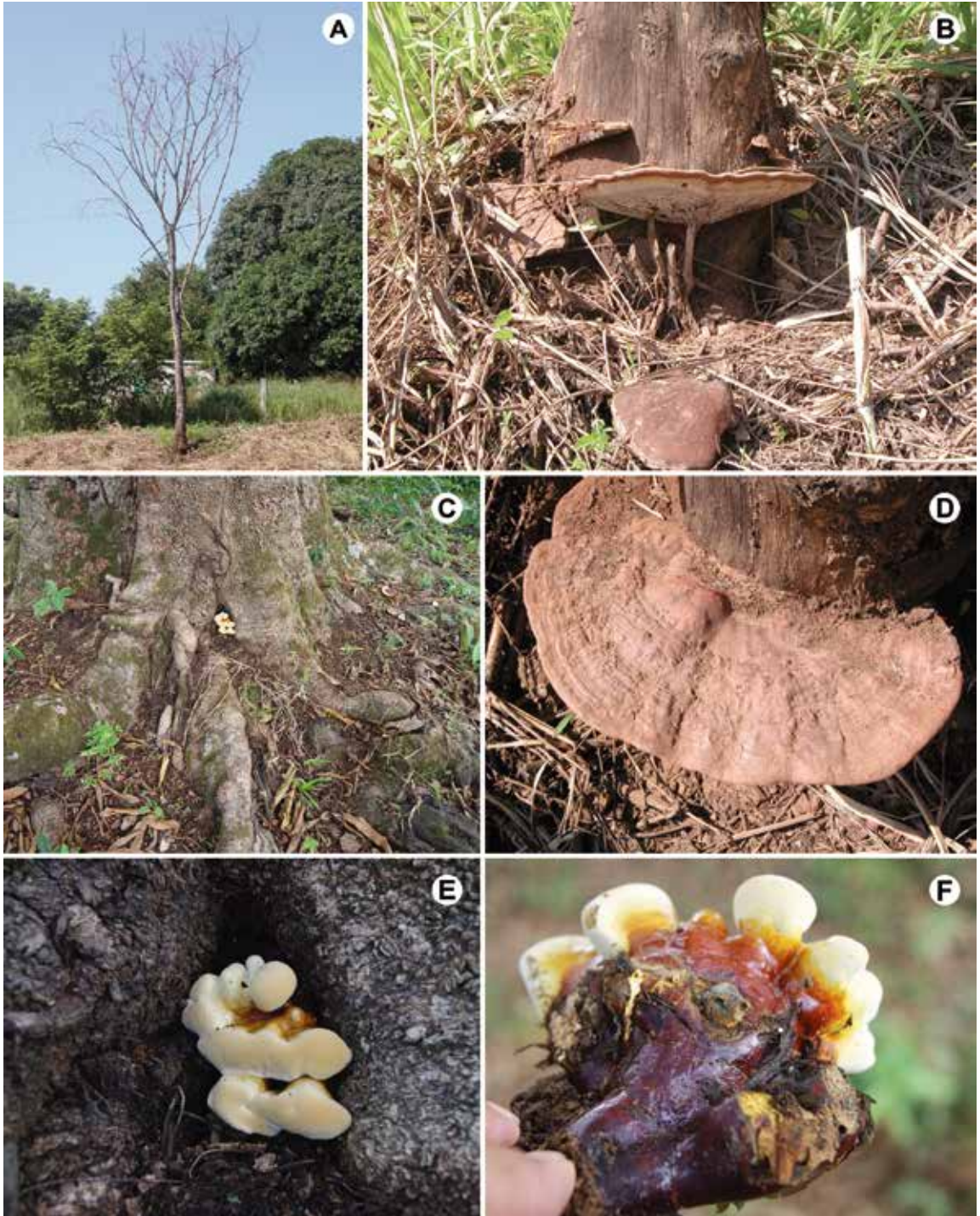
CICLO BIOLÓGICO

Se asume que se requieren de varios años desde que las esporas colonizan al árbol hasta que se forma el primer cuerpo de reproducción o basidiocarpo. En la mayoría de los árboles infectados se producen varias generaciones de basidiocarpos, son anuales e inician su formación al final de la primavera. La transmisión de árbol a árbol se presenta por el contacto de raíces infectadas con raíces sanas, los injertos de raíz son vías de contacto para el micelio del hongo.

MANEJO

La remoción de los árboles infectados es prioritaria por el riesgo de su caída y eventual lesión a personas o daños a bienes materiales. La inspección anual en tiempo de lluvias es importante para el reconocimiento de los árboles afectados.

Patógenos de la raíz



Pudrición de la raíz por *Ganoderma*. A, B y D cedro muerto por el hongo; se nota la esporulación en forma de polvo rojizo sobre la madera cercana al cuerpo. C, E y F basidioma saliendo de un árbol de naranjo. Se muestran dos especies del género.

1.5. Nematodos agalladores, *Meloidogyne*

David Cibrián Tovar y Francisco Franco Navarro

HOSPEDANTES

Enterolobium cyclocarpum, otras especies de plantas tanto silvestres como cultivadas.

DISTRIBUCIÓN

Las especies del género tienen una amplia distribución mundial. En México *Meloidogyne incognita* está presente casi todos los estados, tanto en las zonas templadas como en las tropicales.

IMPORTANCIA

Patógeno de importancia en viveros y plantaciones forestales jóvenes. Las raíces afectadas dejan de conducir agua y mueren prematuramente, las plantas tienen crecimiento y vigor reducido.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. Las hembras son sedentarias, globosas, con cuello evidente, son las que están en las agallas. La vulva y el ano son terminales. El anillado del cuerpo forma un patrón a manera de huella digital alrededor de la vulva y el ano, el cual permite la identificación a nivel de especie (patrón perineal). En campo los nematodos son de color claro, pero fácilmente visible con ayuda de una lupa de mano de 10X. Los huevos se depositan en una matriz gelatinosa. Los machos son vermiformes, móviles, de vida libre en el suelo. En la diagnosis del género son importantes los juveniles del segundo estadio, los cuales son infectivos (migratorios). Éstos son vermiformes, con esqueleto cefálico y estilete delicado, con su área labial no separada; su cola es cónica puntiaguda (termina en forma de punta de lápiz), con una porción hialina terminal.

Síntomas. Los árboles afectados muestran achaparramiento, hojas de tamaño reducido y cloróticas con caída prematura. La copa de raíz afectada es pequeña, con puntas muertas,

por las cuales pueden penetrar hongos patógenos; los nematodos hacen agallas fácilmente detectables en las raíces; por ello, la extracción de plantas con raíz permite la inspección y detección de los síntomas, las agallas miden de 3 a 9 mm de diámetro, globulares profundas.

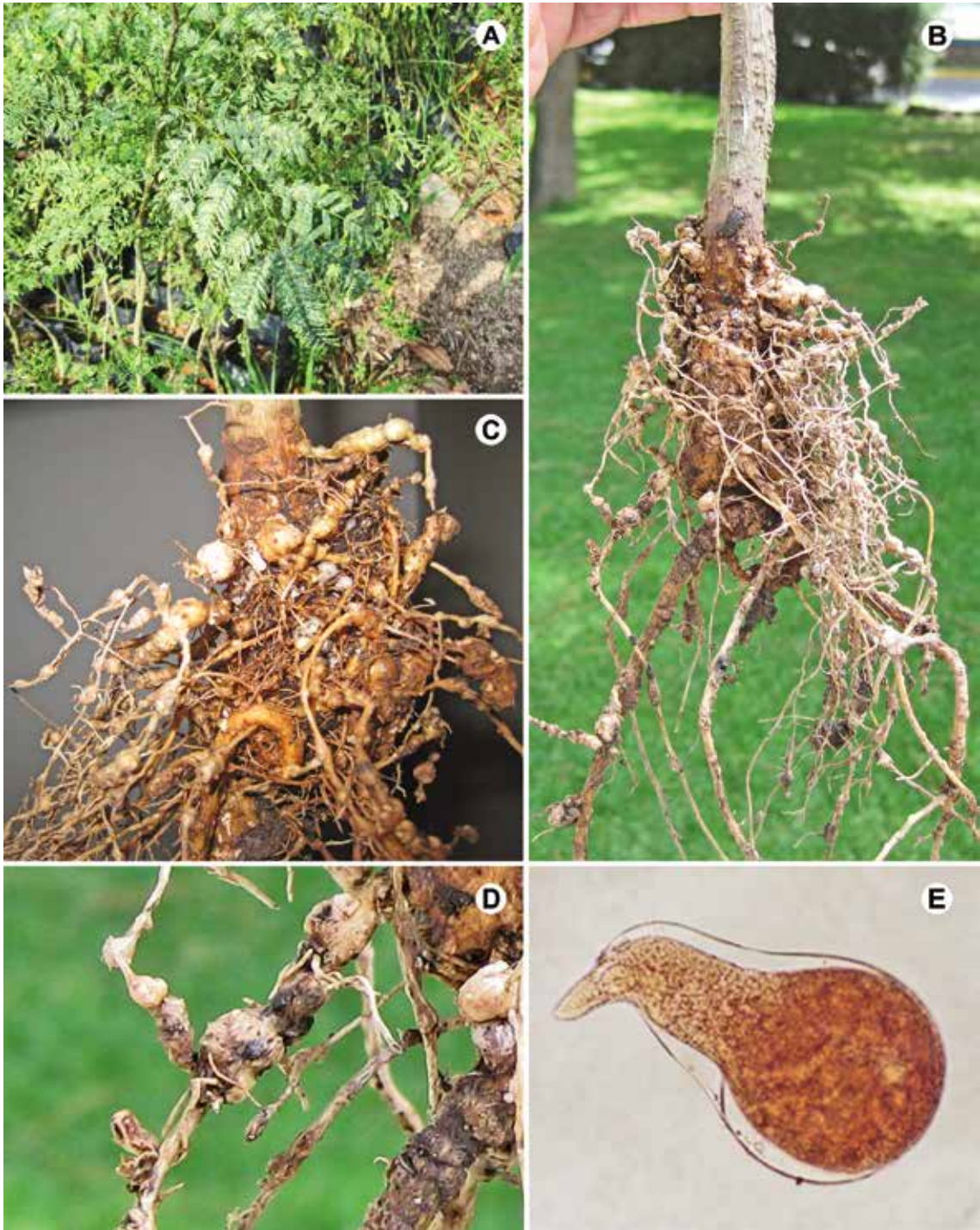
CICLO BIOLÓGICO

Se presentan varias generaciones por año. Estos nematodos son endoparásitos sésiles, pasan por cuatro instares o estadios. Los juveniles, dentro de una masa gelatinosa, mudan al segundo estadio; posteriormente, y una vez establecida la relación parasítica con el hospedante, y luego de un período de alimentación de 3-8 semanas, comienzan a ensancharse y a desarrollar su aparato reproductor, para luego mudar rápidamente; los juveniles del tercer y cuarto estadio son sedentarios y viven dentro de las raíces del hospedante, su cuerpo es hinchado con la porción terminal redonda y sin estilete. Dan origen a los machos y las hembras, según sea el caso; los que dan lugar a los machos sufren metamorfosis, salen al suelo para buscar a las hembras y las fecundan. Las hembras grávidas secretan, a través de sus glándulas rectales, una masa gelatinosa en donde depositan los huevos, con la cual los protegen de la depredación y desecación.

MANEJO

Dentro de los nematicidas fumigantes usados se encuentran el 1,3-dicloropropeno, el Dazomet, el Metam-sodio y el Metilitiocianato, aplicados al suelo antes de la plantación o de su uso en camas o macetas (vivero). Como alternativas preventivas se sugiere utilizar suelo libre de nematodos agalladores, la aplicación de abonos o cubiertas verdes y la aplicación de microorganismos antagonistas, por ejemplo, el hongo nematófago, *Pochonia chlamydosporia*, un endoparásito de huevos de nematodos que, en los últimos años, ha demostrado ser muy efectivo.

Patógenos de la raíz



Nematodo agallador de la raíz *Meloydogine*. A árbol hospedante. B, C y D raíz de *Tabebuia rosea*, con infección de nematodos, note las agallas globulares, son hembras en desarrollo. E hembra adulta.

1.6. Cancro por *Haematonectria haematococca* y su anamorfo *Fusarium solani*

David Cibrián Tovar, Omar Alejandro Pérez Vera y Silvia Edith García Díaz

HOSPEDANTES

Este hongo se encontró en teca y melina; tiene cientos de hospedantes en el mundo, desde plantas herbáceas a leñosas.

En Costa Rica se cita genéricamente a *Nectria* como hongo asociado a *Acacia mangium*, *Bombacopsis quinata*, *Gmelina arborea*, *Tectona grandis*, *Terminalia ivorensis*, *Terminalia amazonia*, *Stryphnodendron microstachyum* y *Virola koschnii*.

DISTRIBUCIÓN

Tiene distribución mundial, en México también se le conoce en varios estados del país. La enfermedad descrita aquí ocurre en los estados de Campeche, Nayarit, Tabasco, Veracruz y Yucatán.

IMPORTANCIA

Se le considera un patógeno oportunista, que logrará desarrollar infecciones exitosas en árboles con algún grado de estrés.

Sánchez Ramayo (2008) detectó que una especie de *Phomopsis*, que también está involucrada en la muerte descendente, por ello se requieren estudios adicionales para precisar el papel que tiene cada patógeno.

En teca se ha encontrado asociado con la muerte de puntas y muerte descendente de árboles en plantaciones de 2 a 4 metros de altura. En melina se asoció con árboles severamente estresados por estar en suelos anegables, arcillosos y con sequía prolongada.

SINTOMATOLOGÍA

Es un hongo cosmopolita, comprende un grupo complejo, con más de 50 especies o razas o cepas, dentro del complejo. La variación genética que posee le permite tener una gran capacidad para desdoblar diferentes materiales vegetales.

Signos. La fase teleomórfica se forma como grupos de peritecios en las hendiduras de corteza, son estructuras esféricas de menos de 1 mm de diámetro, de color naranja rojizo. Los peritecios miden de 250-350 μm de diámetro,

de globosos a ovados, con superficie verrugosa, dichas verrugas miden de 45-65 μm de alto, formadas por células angulares y circulares. Ascas clavadas de 60-85 x 7-13 μm , de ápice simple.

Ascosporas biseriadas arriba y uniseriadas abajo, elipsoides de 11-15 X 4-7 μm , con un septo, de hialinas a café pálido.

La fase anamórfica, *Fusarium solani*, fue aislada de corteza infectada; en el laboratorio se obtuvo de peritecios colocados en medio de cultivo; el hongo desarrolla colonias de textura algodonosa, inicialmente de color blanco grisáceo, luego rosa púrpura; en el reverso de la caja de Petri se tiene una de color crema, el medio se tiñe de color rosado. Conidióforos con fiálides largas que se afilan hacia la punta, con collaretes poco definidos, difíciles de distinguir de la hifa vegetativa. Los macroconidios con 1 a 5 septos con forma de media luna; la célula basal es claramente identificable en uno de los extremos, miden 30 x 4 μm . Los microconidios son abundantes, pequeños, ovales o en forma de riñón, en ocasiones con una septa, miden 12 x 3 μm . Clamidosporas grandes y redondeadas solitarias o en parejas.

Síntomas. Los árboles presentan muerte descendente de copa, la cual ocurre en pocos días, con puntas o ramas muertas.

En la teca, como consecuencia de la muerte de la parte distal, en la parte sana de los troncos o ramas que están en la parte baja y contigua del daño, se desarrollan nuevas ramas epicórmicas.

En el sitio del cancro, tanto la parte interna de la corteza como la madera son oscuras.

La corteza se rompe en tiras fibrosas y se desprende con facilidad. La corteza y madera afectada muestran colapsos o ligeros hundimientos, el floema y la madera se tornan oscuros, con una pudrición fibrosa.

En melina los canchros aparecen en forma horizontal, como si fueran golpes de machete, en



Cancro por *Haematonectria haematococca* - *Fusarium solani*. A, B y C árboles de teca con síntomas, en C muerte descendente. D fracturas de corteza, debajo está el tejido necrosado. E y F grupos de peritecios de color rojo, se encuentran entre las hendiduras y son visibles a simple vista como manchas.

la parte más profunda de la lesión se forman los peritecios.

CICLO BIOLÓGICO

La infección del tejido vivo siempre está asociada a factores de estrés, que incluyen encharcamientos, drenaje escaso, aireación pobre, exceso de fertilizantes y daños a raíces por hongos (*Phytophthora*). En medio de cultivo este hongo requiere de pocos días para formar micro y macroconidios. En las raíces, tallos y corteza de las raíces muertas, hojas y materia orgánica del suelo se producen abundantes macro y microconidios.

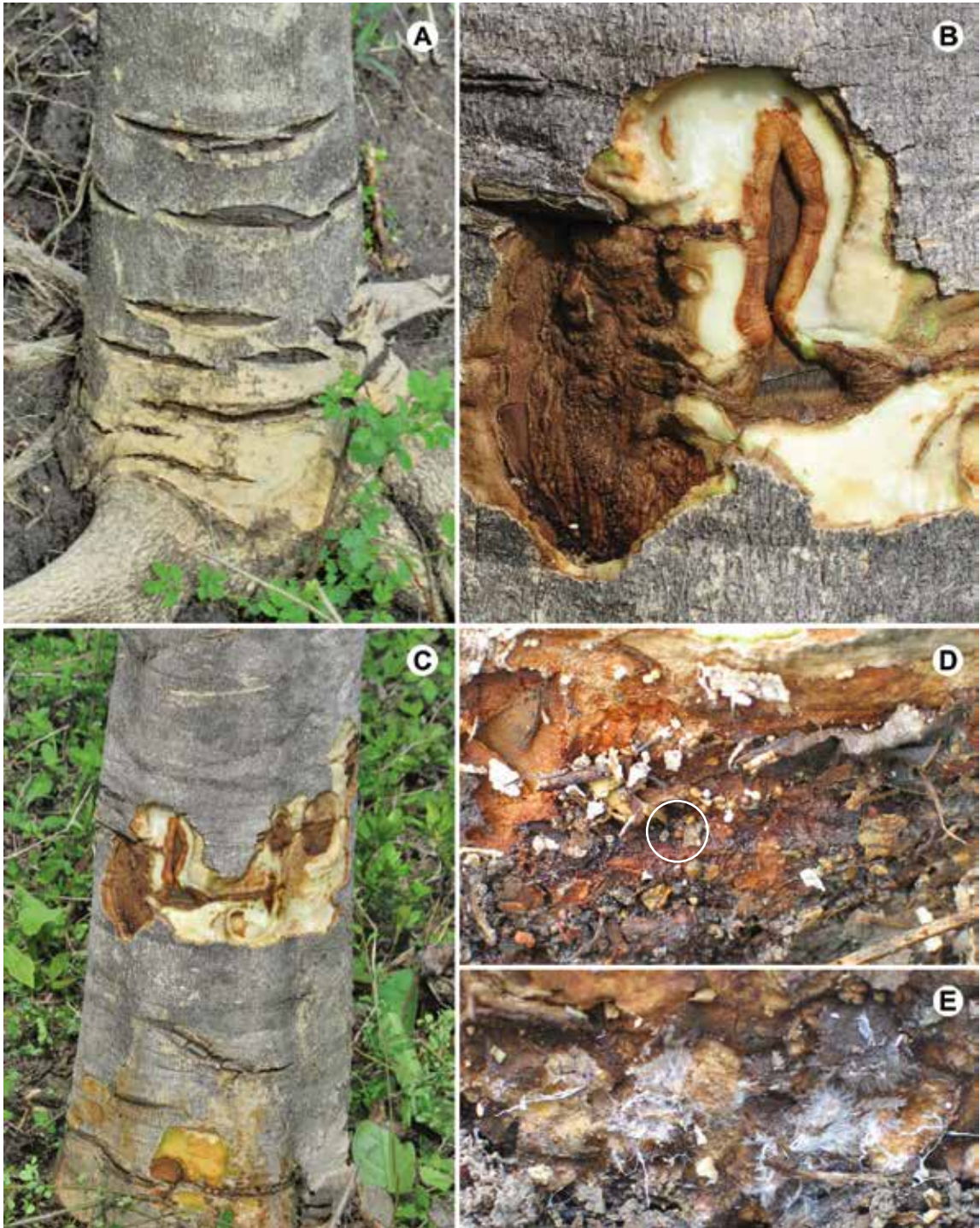
MANEJO

El manejo de esta enfermedad se hace mediante la remoción de árboles afectados para reducir la fuente de inóculo en el aire; debido a que solo afecta el tronco principal no es necesario remover raíz, ya que se logra el control con el derribo y eliminación de troncos y ramas infectadas, la eliminación se hace mediante la quema o la remoción y transporte a sitios alejados de la plantación. En plantaciones específicas que estén severamente dañadas y que no sean de gran tamaño, se pueden hacer tratamientos preventivos y en cierto grado curativos, con aplicaciones al suelo de fungicidas sistémicos, del tipo de Derosal o Propiconazol.

El hongo entra al árbol sano por heridas recientes en troncos y ramas debido que la poda de brotes y ramas es una actividad necesaria y frecuente; en las plantaciones se tienen las condiciones adecuadas para que el hongo pueda colonizar fustes, por ello, se sugiere tratar las heridas de poda con un fungicida protector; por ejemplo, aplicar el producto curacorte o Vanodine al tejido lesionado por las herramientas de poda.



Arriba: Árbol con muerte descendente, se estableció en un sitio con baja permeabilidad del suelo. Abajo: manchado del xilema por *Haematonectria*, note el color rosáceo de la madera.



***Haematonectria haematococca* - *Fusarium solani*.** A, B y C árbol de melina con cancro, parecen golpes con machete; al descubrir la corteza se muestra el daño interno. D y E porciones de canchros descubiertos; en D se muestran peritecios de color naranja sobre la superficie del cancro; en E manto micelial debajo de corteza hendida.

1.7. Cancro por *Botryosphaeria* y *Neofusicoccum*, sus especies y anamorfos

David Cibrián Tovar y Omar Alejandro Pérez Vera

Las especies de hongos de los géneros *Botryosphaeria* y *Fusicoccum* se caracterizan por ser oportunistas, causan canchales, marchitamientos vasculares en tallo y raíz y pudriciones de frutos en una gran variedad de plantas.

En las plantaciones comerciales de México se encuentran las especies *Botryosphaeria rhodina*, *B. dothidea*, *Neofusicoccum eucalyptorum* y *N. parvum* y probablemente otras.

Estos hongos afectan dicotiledóneas, monocotiledóneas y coníferas, cada patógeno tiene un rango de hospedantes de varios cientos de especies. Las formas anamórficas son variadas y comunes, se ubican en los géneros *Botryodiplodia*, *Diplodia*, *Fusicoccum*, *Lasiodiplodia* y *Sphaeropsis*. En las siguientes páginas se discuten las especies que tienen cierta información generada en México, pero es obvio que aún se requiere profundizar en los dos géneros.

Botryosphaeria rhodina

Anamorfo *Lasiodiplodia theobromae*

HOSPEDANTES

Se asocia con las plantaciones de eucalipto, teca, melina y meliáceas; también en otros hospedantes de plantaciones comerciales. Este hongo tiene cientos de hospedantes en el mundo, desde coníferas a latifoliadas.

DISTRIBUCIÓN

De amplia distribución en el mundo; en México se localiza en los estados de Campeche, Colima, Distrito Federal, Estado de México, Jalisco, Michoacán, Puebla, Tabasco y Veracruz; seguramente está en el resto de entidades federativas, con amplia distribución altitudinal.

IMPORTANCIA

Este hongo es un patógeno oportunista, requiere que la planta hospedante esté bajo condiciones de estrés, solo así puede ser pato-

génico y generar enfermedad. Se asocia como factor contribuyente de enfermedad, y posterior a la presencia de factores incidentes o predisponentes, como incendios, daños por heladas, planta con raíz enredada, sequías, daños físicos, etc.

En Campeche se encontró en los árboles afectados por el hongo *Kretzschmaria zonata* y por el hongo *Haematonectria haematococca*. A pesar de ser un hongo oportunista es un patógeno importante que contribuye en la muerte de los árboles.

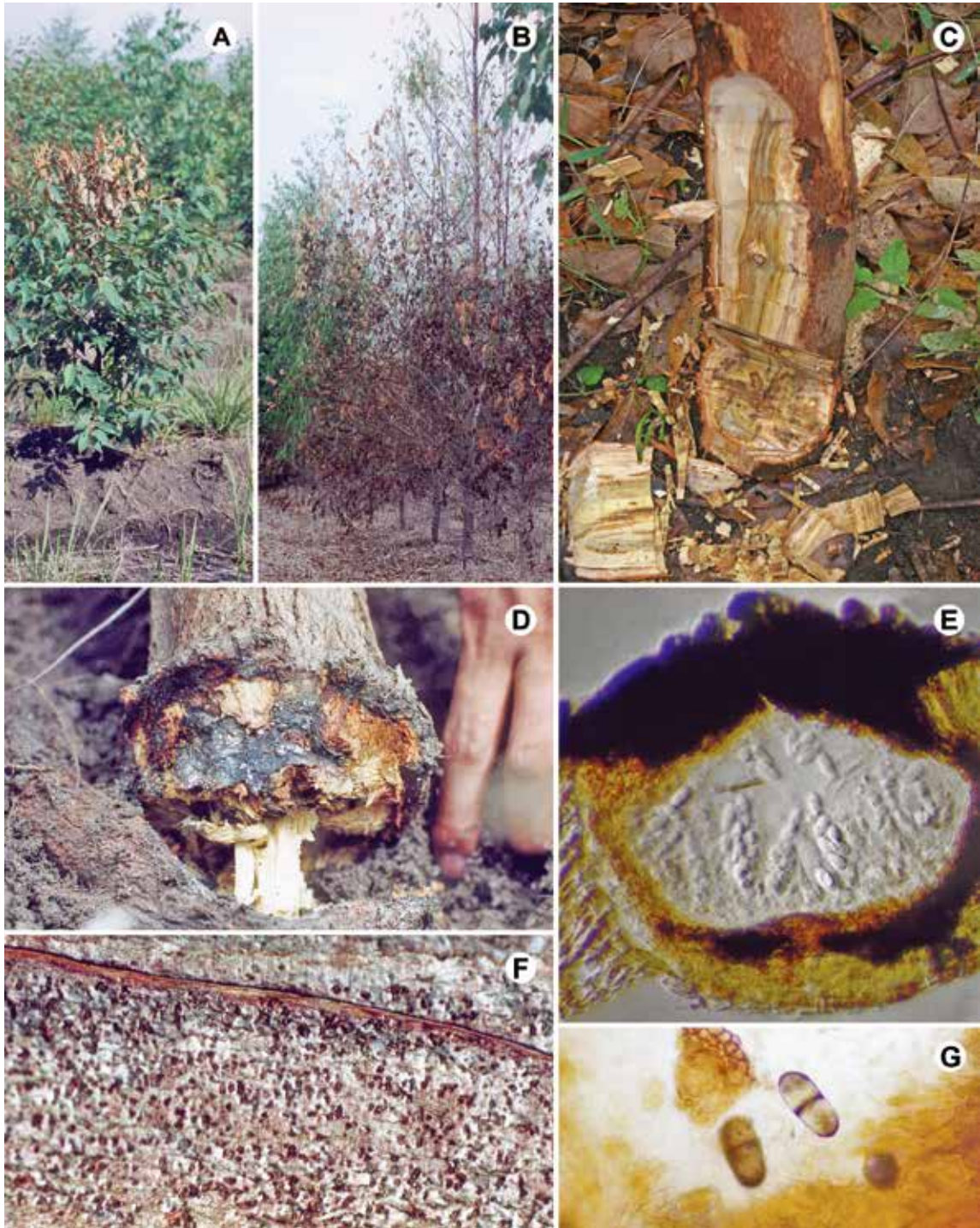
SINTOMATOLOGÍA

Signos. En árboles recién muertos es posible detectar picnidios y pseudotecios subcorticales en la superficie de la corteza, casi siempre en grupos, los cuales rompen la corteza en pequeñas rajaduras; para apreciarlos se requiere de una lupa de mano o la revisión de corteza en el microscopio estereoscópico. Las áreas cubiertas de picnidios pueden ocupar hasta 10 cm de diámetro, aunque son irregulares en la forma, a la vista macroscópica se ven como masas polvosas de color negro; el tamaño de estas masas puede variar, según la ramilla, rama o tronco infectado.

La fase asexual o anamórfica es *Lasiodiplodia theobromae* caracterizada por picnidios, que miden 232 µm de altura y 123 µm de ancho, de color negro, presentan ostiolo, su pared es gruesa, formada por células parenquimatosas.

Los conidios que se forman dentro de estas estructuras, cuando inmaduros son hialinos, sin septos y de forma oval. Al madurar se vuelven café oscuro, y presentan un septo a la mitad del conidio con bandas longitudinales. Los conidios miden 27 µm de largo por 18 µm de ancho. Éste es de los hongos con esporas (conidios) más grandes y conspicuos.

El teleomorfo forma pseudotecios subcorticales y, otras veces pueden tener ascostromas multiloculados, son de forma semiesférica, con un cuello corto por el cual salen las ascospo-



Cancro *Botryosphaeria rhodina* anamorfo *Lasiodiplodia theobromae*. A y B árboles con síntomas. C base de un tronco con síntomas de manchado en xilema; de este tejido se puede aislar al hongo con facilidad. D enredamiento de raíz; en el vivero la planta permaneció más tiempo del necesario y su raíz se enredó severamente; desde aquí el hongo se desarrolla por todo el xilema. E pseudotecio con ascas y ascosporas. F superficie de corteza con picnidios que se forman en grandes numeros. G conidios

ras; al hacer el corte de estas estructuras, se encuentran varias cavidades en cuya base se forman ascas y en su interior se forman ocho ascosporas, ovales, hialinas, con ambos extremos ahusados, su tamaño promedio es de apenas 29.3 μm .

Síntomas. Se describe una condición de enfermedad en *Eucalyptus urophylla* y *E. grandis*.

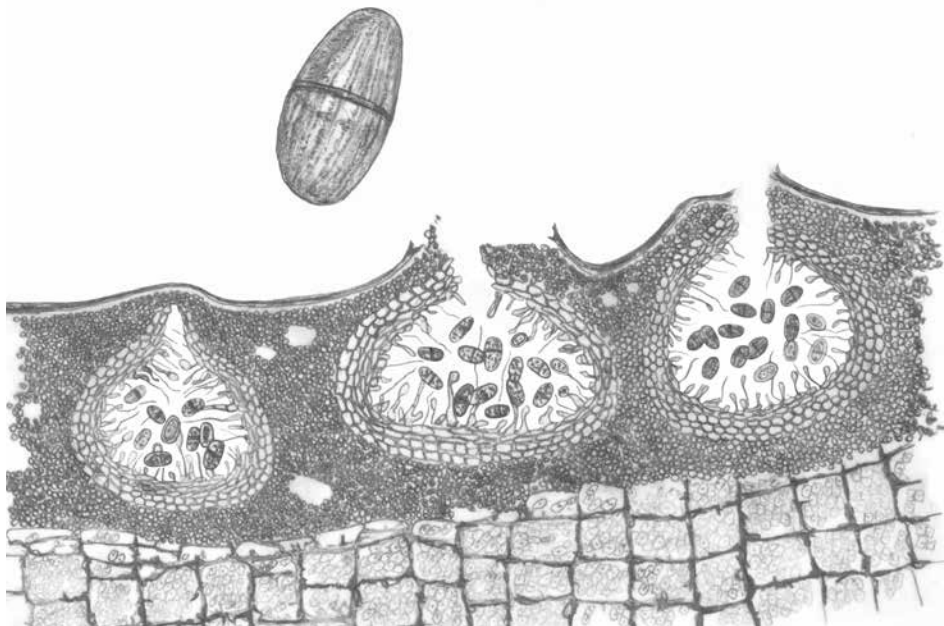
En plantaciones de 1 a 3 años de edad se ha presentado mortalidad, casi siempre en forma de muerte descendente, con el follaje que muere rápidamente, cambiando de color a amarillo o café claro. Las hojas del resto del árbol con lesiones en forma de puntos rojizos, llenos de kino. En la madera infectada se aprecia una coloración oscura de los rayos, la corteza infectada se colapsa y presenta coloración oscura. Los árboles que tienen estructuras reproductoras casi siempre ya están muertos, con follaje de color café o ya sin hojas, muchos de los árboles infectados padecen de raíz enredada, en estos enredamientos es fácil identificar una coloración gris oscura en la madera de algunas raíces estranguladas; desde este sitio la coloración oscura se distribuye a lo largo de todo el árbol, incluyendo las ramas gruesas. Este hongo se ha detectado en plantaciones de melina que están ubicadas en sitios que generan estrés

a la planta, por ejemplo en suelos inundables que tienen drenaje deficiente; de igual manera que en eucalipto, la madera se mancha por la parte interna. En árboles de teca *B. rhodina* también se encuentra en maderas infectadas por *Haematonectria heamatococca*, los síntomas generados por cada hongo se confunden fácilmente.

En meliáceas y otros árboles nativos este patógeno causa muerte descendente, muerte de ramas y debilitamiento general, pero siempre en aquellos que sufren un estrés previo.

CICLO BIOLÓGICO

Este hongo se desarrolla con rapidez; en medio de cultivo apenas requiere de tres a cuatro semanas para formar picnidios y liberar esporas; en campo se asume que debe seguir un patrón similar aunque más lento. Las esporas son llevadas por el viento o el agua de lluvia; requieren depositarse en tejido lesionado para penetrar al floema o la madera, también se ha observado que puede entrar por estomas o nectarios de flores. Este hongo tiene la característica de ser endófito, es decir puede estar viviendo a una tasa reducida dentro de tejidos vegetales aparentemente sanos, incluso, si la planta hospedante permanece sana, no se manifestará por



Picnidios con conidios de *Lasiodiplodia theobromae* son septados y con bandas longitudinales

años; solo cuando la planta está en condiciones de estrés se puede activar y entonces se desarrolla la enfermedad. Un caso típico ocurre en planta que tuvo enredamiento de raíz en el vivero, cuando se lleva a plantación el riesgo de muerte es alto en los primeros meses o años.

MANEJO

Se le considera un patógeno oportunista, con habilidad para infectar tejidos dañados por otras causas; por ello, no se proponen medidas específicas, solo mantener alto vigor de los árboles.

La opción de manejo que se ofrece es identificar los terrenos que ofrezcan menos estrés a los árboles y con ello lograr una mayor resistencia al patógeno. De igual manera se recomienda determinar la especie de eucalipto o la procedencia que sea menos atacada por el hongo.

En el vivero se debe tener particular atención para evitar enviar a la plantación individuos con síntomas de la enfermedad o con raíz enredada.

Los árboles actualmente afectados requerirán de mayor tiempo para alcanzar el diámetro mínimo de cosecha y tendrán una forma de fuste inadecuada, para ellos se recomienda su remoción en el menor tiempo posible y su sustitución por especies o procedencias menos susceptibles.

Para árboles afectados ligeramente, se pueden hacer podas de ramas infectadas y puntas muertas para después su destrucción mediante quema.

Esta medida tiene la finalidad de reducir el inóculo de *B. rhodina* en la plantación, pero no garantiza la recuperación del árbol podado.

Botryosphaeria dothidea

Anamorfo *Fusicoccum aesculi*

HOSPEDANTES

Varios cientos de hospedantes en el mundo. Se asocia con canchros y marchitamientos en plantas leñosas, de manera importante en *Eucalyptus*. En México se ha registrado de *Eucalyptus grandis* y *E. urophylla*.

DISTRIBUCIÓN

Es de distribución mundial, no se conoce el centro de origen, pero se especula que es originario del hemisferio norte, ya que allí tiene hospedantes cultivados y silvestres. En México se le ha detectado en Nayarit, Tabasco y Veracruz, pero seguramente tiene amplia distribución en todo tipo de ambientes, tanto tropicales como templados.

IMPORTANCIA

La infección del hongo afecta a los tejidos internos, las enzimas que libera el micelio destruyen la corteza interna, el cambium y la albura, lo que conduce al marchitamiento y muerte descendente. Cuando los árboles tienen cierto vigor, pueden detener la infección y entonces la ramilla infectada mostrará ligeros hinchamientos alrededor de las lenticelas atacadas. La muerte de puntas conduce a una deformación de la copa y a una reducción de crecimiento. El avance descendente de la enfermedad está fuertemente relacionado con las condiciones de crecimiento, es decir si hay factores de estrés presentes, entonces la enfermedad avanzará con rapidez, pero al desaparecer los factores de estrés, el árbol recuperará resistencia.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. Las ascas se producen en pseudotecios, solos o agregados, los cuales rompen la corteza, son pequeños, apenas miden de 200 a 500 μm , estos pseudotecios son estromáticos con varias capas. Las ascas son bitunicadas con la capa interna más gruesa que la externa, ascosporas unicelulares, hialinas, fusoides a ovoides algunas veces con bordes romos. La fase conidial es común, se conoce como *Fusicoccum aesculi*, los conidiomas son similares a los ascomas y a simple vista es difícil distinguirlos, tienen forma de botellas, los conidios son unicelulares, hialinos fusiformes, con base subtruncada a roma de 23 a 25 μm de longitud.

Síntomas. Este hongo es típicamente oportunista, requiere que los árboles afectados estén bajo una situación de estrés. Es un endófito que se activa cuando la planta es afectada por sequías, vientos, heladas, inundaciones, daños por insectos o por otros hongos.

Los árboles infectados muestran muerte descendente, con puntas que tienen follaje ralo y recién muerto, de color café; en la superficie de la corteza de ramas y troncos ocurren canchales elongados; a veces no definidos, ya que la compartimentación no se presenta por el propio estrés al que está sometida la planta. La madera se mancha de gris oscuro, esta mancha puede ocupar toda la longitud del tronco y las ramas y es un buen síntoma para diagnosticar la enfermedad. Este manchado ocurre de manera similar a como lo hace *Botryosphaeria rhodina*. Las ramas infectadas pueden caer en presencia de vientos.

CICLO BIOLÓGICO

Similar a las otras especies del género, las ascosporas y los conidios se dispersan con el viento y el agua de lluvia; infectan tallos, hojas, flores o raíces, el micelio coloniza el floema y el xilema pudiendo permanecer en poblaciones limitadas.

La diseminación de las esporas es mayor durante los días nublados y las noches o por las herramientas de poda.

En las condiciones de las plantaciones de eucalipto, se presume un periodo largo de diseminación de esporas, que puede incluir el año completo. Las esporas pueden penetrar por las lenticelas, fracturas de crecimiento en la corteza o lesiones en el follaje, los brotes o los troncos.

En frutales de clima templado, los síntomas iniciales se forman después de 2 a 3 meses. En los eucaliptos solo pasan pocas semanas para la manifestación de los primeros síntomas.

Sobre esta especie de hongo se encontró un comportamiento peculiar. En Sudáfrica, las plantaciones de eucaliptos son afectadas por esta especie, allí se demostró que los conidios penetran por las hojas sanas, a través de las lenticelas o estomas, la infección se propaga por el interior del follaje adyacente y las ramillas y brotes, mientras el árbol se encuentre en buenas condiciones de desarrollo no se manifiestan síntomas y crece normalmente; cuando existen factores adversos como sequías, inundaciones, ataque de insectos u otras causas, entonces el

hongo se comporta agresivamente y es capaz de matar las puntas o el follaje. En algunas plantaciones de México a lo largo de los meses del año se tienen fuertes efectos de inundación y/o de sequía, de tal forma que las condiciones propicias para el desarrollo de este patógeno se presentan y puede ser que lo descubierto en Sudáfrica puede ocurrir en esta área.

El hongo crece mejor en temperaturas altas, ya que su rango de óptimo crecimiento está entre 25 y 35 °C, la forma de reproducción asexual es la más común; en cambio los pseudotecios solo se forman en tejido que murió con varios meses de anterioridad. Dichas estructuras se confunden entre otros hongos saprofitos.

MANEJO

Para tener una información completa de las infecciones y de su relación con condiciones de sitio y susceptibilidad de especies y procedencias, se requiere de un inventario o muestreo. Se propone que el muestreo se realice en al menos 10 por ciento de la superficie plantada por especie y que considere todo el universo de pendientes, tipos de suelo, especies y procedencias. Una vez detectadas la diversidad de condiciones de crecimiento se podrán identificar aquellas que permiten menos estrés en los árboles. Será en este tipo de terrenos en donde se podrán hacer las plantaciones comerciales. En sitios susceptibles solo se recomienda el uso de especies de árboles tolerantes al patógeno. Es posible que desde el punto de vista genético se tenga resistencia y que se deban buscar clones con esta característica.

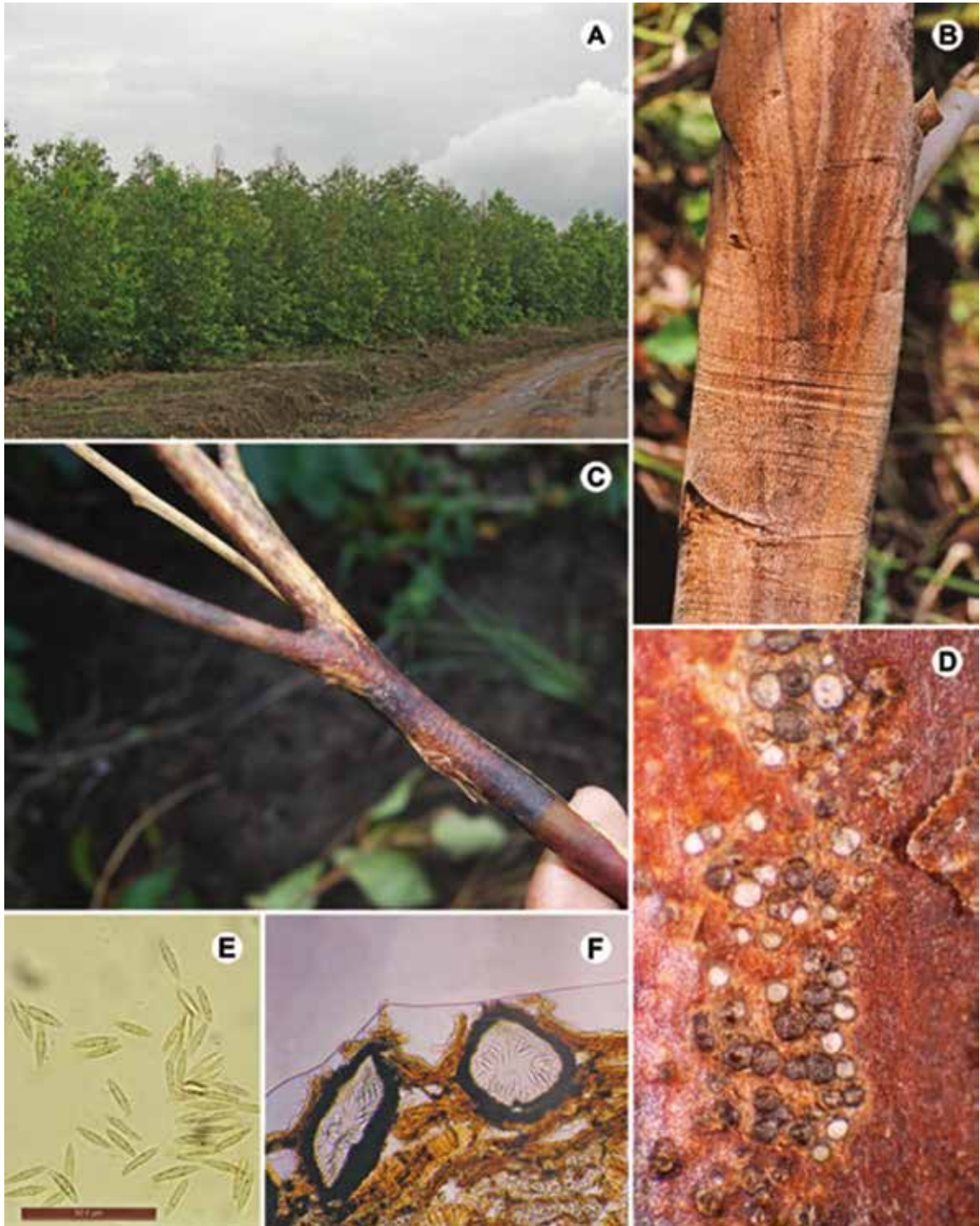
Neofusicoccum eucalyptorum

Teleomorfo:

Botryosphaeria eucalyptorum

HOSPEDANTES

Este hongo es selectivo de Mirtaceas, ataca especies de Eucalipto y otras de la familia. En Uruguay se le aisló de *Blepharocalyx salicifolius*, *Myrceugenia glaucescens* y *Myrrhinium atropur-*



Cancro por *Botryosphaeria dothidea* anamorfo *Fusicoccum aesculi*. A plantación de *E. urophylla* con muerte descendente B tronco con grandes agrupaciones de picnidios formando líneas oscuras C ramilla de parte alta de un árbol con muerte descendente, la porción oscura tiene picnidios sobre la corteza D remoción de la corteza donde hay picnidios, el tejido blanco corresponde a masas de conidios E y F conidios de *F. aesculi*; en F dentro del picnidio

pureum var. *octandrum*, especies nativas. Las especies de eucalipto que ataca son diversas destacando *E. grandis*, en México se le registra de *Eucalyptus globulus* y *E. nitens*.

DISTRIBUCIÓN

Éste es un hongo aparentemente originario de Australia, de allí ha sido introducido en Chile, Sudáfrica y Uruguay. Recientemente se encontró en México, en el estado de Michoacán.

IMPORTANCIA

Este patógeno se asocia a *Neofusicoccum parvum* (*Botryosphaeria parva*); en el problema de mortalidad observado en el oriente de Michoacán en *E. globulus* y *E. nitens* ambos hongos fueron importantes. En otros países se ha demostrado la patogenicidad de las dos especies.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. El crecimiento de *Botryosphaeria eucalyptorum* (*N. eucalyptorum*) en medio PDA, fue radial y creció ocho centímetros de diámetro a los 10 días. La colonia presentó un color blanco de aspecto algodonoso a los cuatro días y se tornó gris oscuro a negro al completar 10 días, tuvo abundante micelio aéreo. Al reverso de la caja de Petri la coloración fue negra. En algunos aislamientos, a los 15 días, se observaron picnidios, de 312.15 µm de ancho, inmaduros, de color negro, agrupados dentro del ascostroma también negro e inmerso en el tejido del hospedante.

Pseudotecios de color café oscuro a negro de 380 a 440 µm de diámetro. Ascas clavadas, bitunicadas de (70)40 X 15(-21) µm con ocho ascosporas e intercaladas con parafisos filiformes. Ascosporas no septadas, hialinas con apariencia granular, de forma ovoide a claviforme con el ápice obtuso o ligeramente redondeado de (20-)23 -26(-28) X (7-)8-9(-11) µm.

Síntomas. En plantaciones de *Eucalyptus globulus* y *E. nitens* de 3 a 5 años de edad, que sufrieron daños severos por heladas, se observaron canchros en el fuste y muerte regresiva de puntas y ramas. Los árboles afectados estuvieron aislados o en manchones. En la corteza hubo canchros

de color negro, fusiformes, de tamaño variable y corteza hundida. En la parte interna se observó necrosis de color café claro a oscuro que alcanzó al xilema causando la muerte del árbol. En el fuste estos canchros causan hinchamientos, algunas veces flujo de resina de color rojo y la aparición de brotes epicórmicos. En la muerte regresiva hay tejido necrótico en puntas, ramas y hojas como consecuencia hay reducción en el diámetro de la copa de los árboles

CICLO BIOLÓGICO

En pruebas de inoculación en campo se desarrollaron canchros fusiformes, de color café oscuro y de apariencia hundida con un rango de 13 a 21 cm a los 48 días después de la inoculación. En las plantaciones afectadas hubo un patrón de contagio, con varios árboles muertos o moribundos, muchos de los árboles tuvieron su raíz severamente enredada y se aceptó que este factor de estrés agravó la susceptibilidad a este hongo.

MANEJO

La mejor manera de prevenir daños por este patógeno es mediante la selección cuidadosa de los sitios de plantación; así como utilizar planta, en especial cuidar que la estructura de raíz de la planta a reforestar no tenga enredamientos severos.

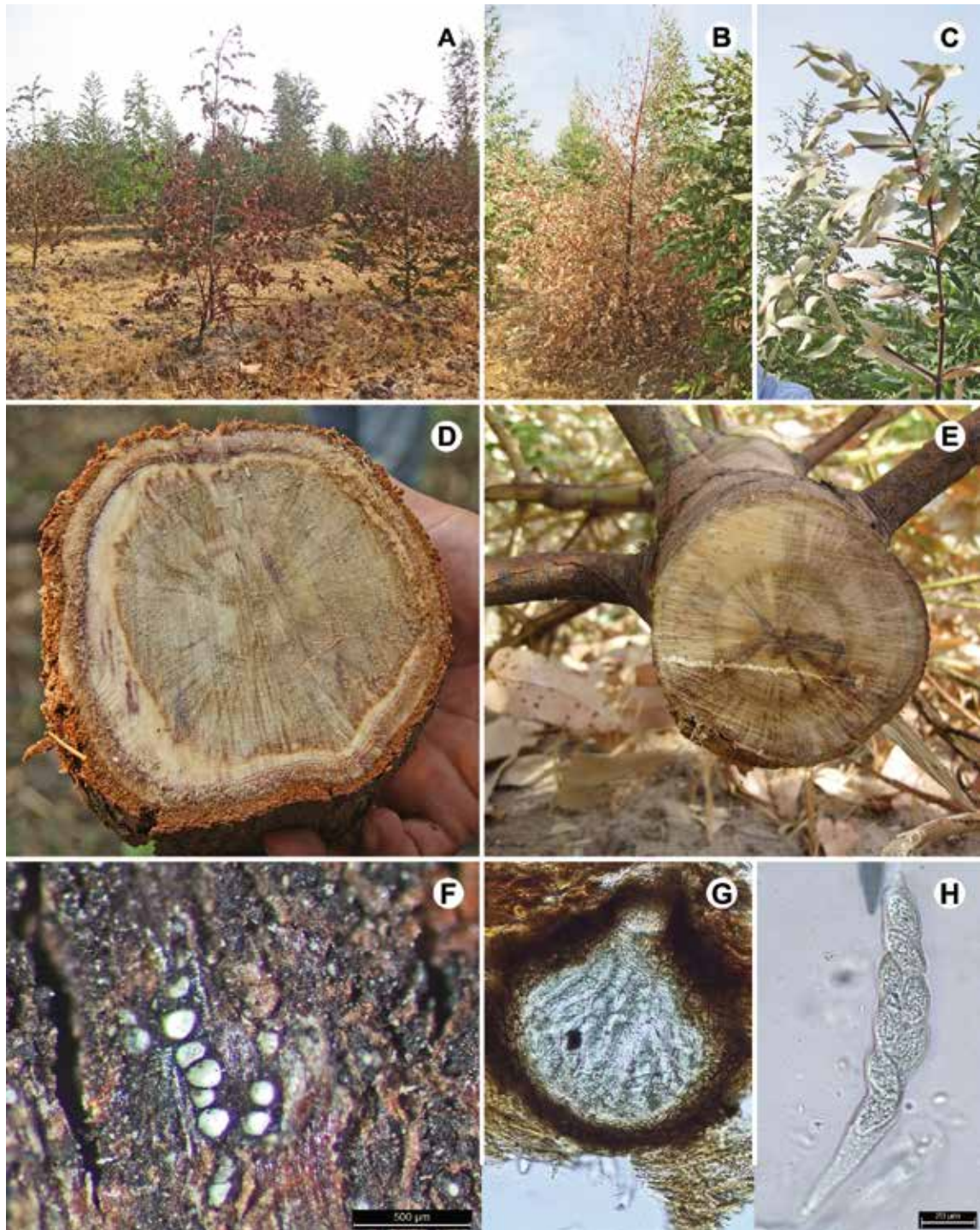
En plantaciones establecidas que ya tengan infecciones se sugiere remover los árboles muertos y enfermos, con el fin de reducir la cantidad de inóculo en el ambiente.

Éste es un hongo oportunista que solo será importante en condiciones de estrés, por ello, asegurar mejor vigor en el arbolado, permite tener al patógeno bajo control.

Neofusicoccum parvum (*Botryosphaeria parva*)

HOSPEDANTES

Es un hongo con gran número de especies hospedantes, patógeno probado en frutales, como aguacate, mango, vid, kiwi y duraznero; de eucalipto se ha registrado en Australia,



Cancro por *Neofusicoccum eucalyptorum* (*Botryosphaeria parva*). A, B y C árboles con diferente grado de decoloración. D y E troncos con madera manchada, en D el árbol aún tenía follaje verde, en E el árbol tenía la totalidad del follaje rojizo. F corteza rasurada del área con picnidios y pseudotecios. G corte de un pseudotecio con ascas en desarrollo. H asca con ascosporas ovales.

Chile, Etiopía, Uganda y Venezuela. Recientemente se detectó en México de *E. globulus* y *E. nitens*. También de México se tienen registros en frutales como mango y aguacate.

DISTRIBUCIÓN

De amplia distribución en el mundo, se conoce de África, América, Asia, Europa y Oceanía. En México se le ubica en los estados de Michoacán, Tabasco, Veracruz y Campeche.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. Los picnidios solitarios o agrupados en estromas de color negro de 299 µm de diámetro. Conidios hialinos, fusiformes y aseptados de 18.9 (-23) X 4 (-4.9) µm. Los picnidios son subcorticales, se forman en la corteza de tronco y ramas.

Síntomas. Se describe la condición de síntomas en *Eucalyptus nitens* en plantaciones de Michoacán. En árboles de 3 a 5 años de edad se tuvieron lesiones en el tronco, fueron canchros longitudinales, con la corteza colapsada, de color oscuro, el interior de la madera de la zona afectada es de color oscuro. Los árboles afectados muestran muerte descendente de la copa o en parches; se pueden encontrar grupos de árboles muertos.

CICLO BIOLÓGICO

Similar al observado en *N. eucalyptorum*.

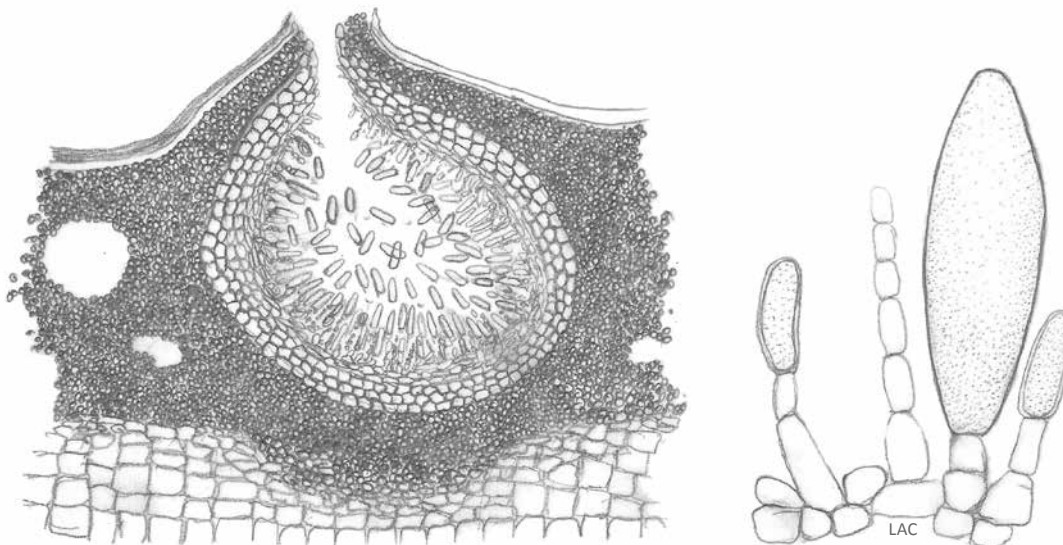
En medio de cultivo, PDA, la cepa es de color blanco a los cuatro días, se torna blanco grisáceo a los seis u ocho días y completamente negra a los 10 días, con abundante micelio aéreo. A los 14 días de inoculación se forman los picnidios que liberan conidios en este mismo tiempo.

IMPORTANCIA

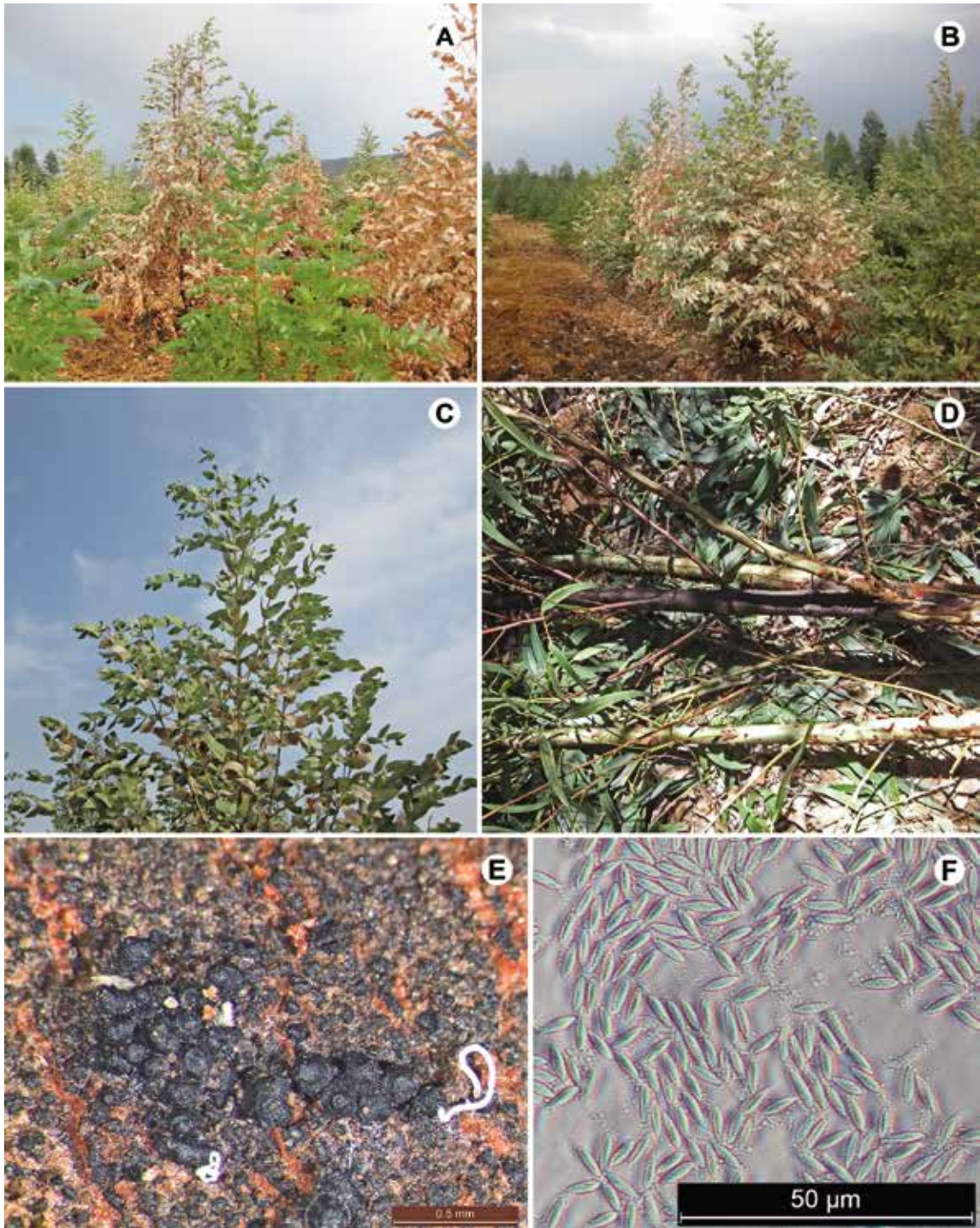
Es un hongo con patogenicidad demostrada, en el caso de la plantación de *Eucalyptus globulus* y *E. nitens*, causó junto con *N. eucalyptorum* extensa mortalidad y muerte descendente de copas; los árboles más afectados tuvieron raíz enredada lo que agravó la condición de enfermedad.

MANEJO

La remoción de árboles muertos y con punta en declinación es una medida que se toma con el objetivo de reducir la fuente del inóculo. Como medida preventiva, se sugiere utilizar planta con buena calidad de raíz. No se identificaron árboles con resistencia genética, pero es posible que se pueda desarrollar esta línea de investigación en el futuro.



Picnidio con conidios de *Neofusicoccum parvum*



***Neofusicoccum parvum* (*Botryosphaeria parva*).** A, B, C y D árboles de *Eucalyptus globulus* con síntomas de declinación, en D un árbol derribado con lesiones en el tronco. E picnidios emergiendo en la superficie de la corteza, note algunos cirros conidiales. F agregado de conidios fusiformes.

1.8. Cancro por *Phomopsis*

David Cibrián Tovar y Francisco Sánchez Ramayo

HOSPEDANTES

Cedrela odorata y *Tectona grandis*. Es posible que las especies de patógenos que afectan estas especies sean distintas, ya que en cada una la enfermedad presenta sintomatología diferente.

DISTRIBUCIÓN

En cedro rojo se ha identificado de Campeche, Puebla, Tabasco y Veracruz. En teca de Campeche, Tabasco y Veracruz. En frutales y cultivos agrícolas se conoce de muchos estados de México.

IMPORTANCIA

Este patógeno es importante en algunos viveros que mantienen la planta por más tiempo del programado; algunas veces la virulencia del patógeno obliga a realizar control.

El patógeno tiene importancia en las plantaciones establecidas en sitios que ofrecen condiciones de estrés a los árboles.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. Los picnidios de este hongo se forman en la corteza o la lámina foliar afectada, son pequeños, subcorticales y se aprecian como puntos oscuros a negros. Dentro se forman los conidios, los cuales son de dos tipos Alfa y Beta, característicos del género, los primeros son fusoides a oblongos, con la capacidad de germinar y continuar la infección, éstos se forman primero que los Beta; los segundos son filiformes y no pueden germinar.

Síntomas en cedro rojo. Este patógeno afecta plantas jóvenes de vivero y árboles en plantaciones; en las plántulas genera un cancro basal en el tallo, en donde forma un angostamiento necrótico que termina por fracturar la planta, este cancro mide de 1 a 2 cm de longitud. En las plantaciones también se forman canchros, pero solo en la parte del tronco con exposición sur, la que está expuesta al sol, y que previamente

tuvo quemaduras de sol o ataques del barrenador *Chrysobothris*. Los canchros son fácilmente visibles como áreas colapsadas de corteza y de color oscuro, casi siempre cerca del suelo. La madera por debajo del cancro es oscura.

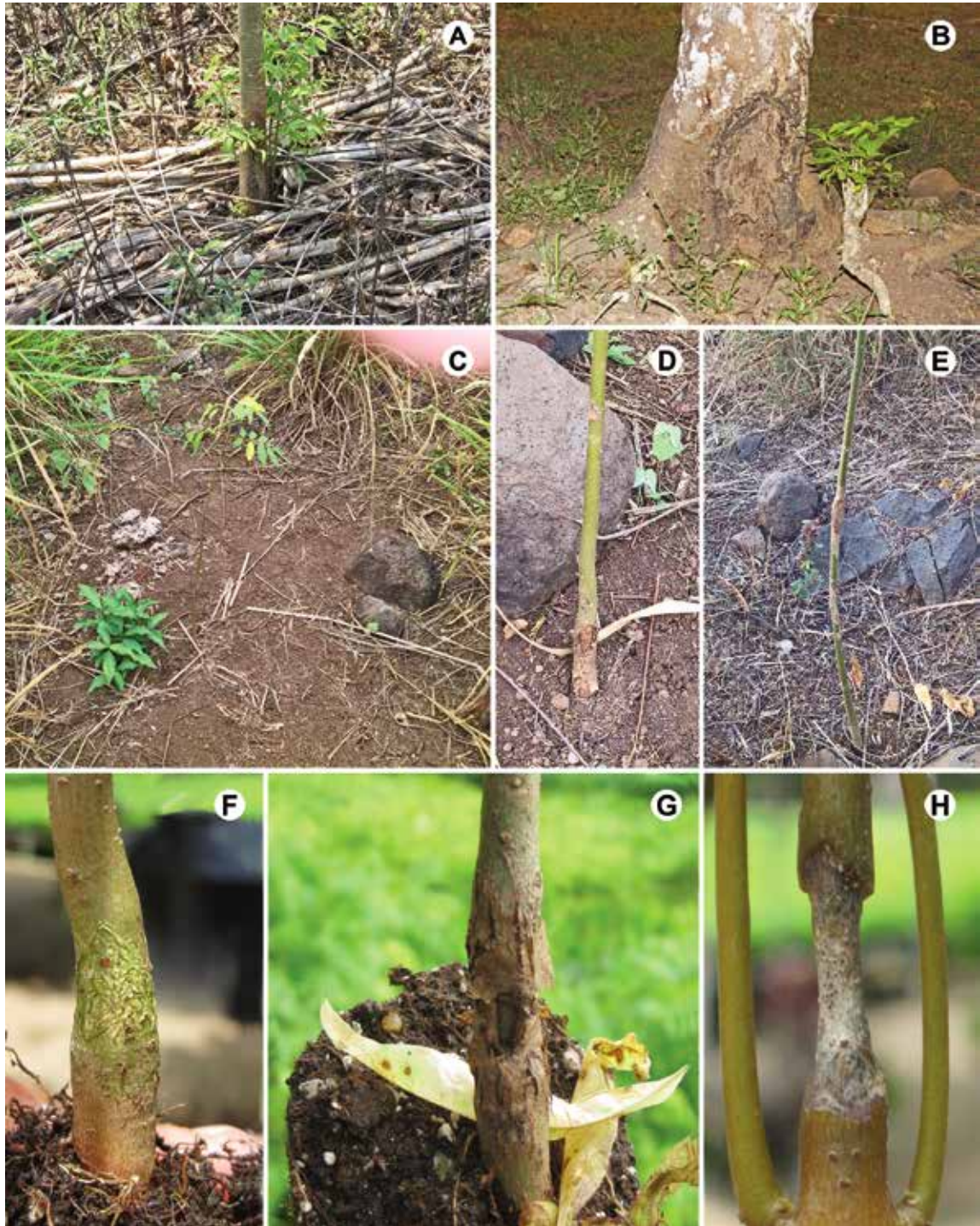
Síntomas en teca. En el vivero causa canchros basales en planta de dos a tres meses de edad; así como manchas foliares en plántulas; inicialmente aparecen como pequeñas manchas necróticas dispersas por toda la hoja, las cuales crecen de forma circular o semicircular rodeadas de un halo clorótico, el centro de la mancha es grisáceo, seco, quebradizo al tacto, provoca el desprendimiento de esta parte, quedando como tiro de munición. En plantaciones establecidas causa canchros en tallos o ramas y provoca muerte descendente. La corteza afectada se colapsa y muestra fisuras, las hojas distales se secan rápidamente, pero quedan adheridas. En la parte baja del área infectada se emiten brotes epicórmicos; en la mayoría de árboles con estos síntomas, la raíz queda intacta.

CICLO BIOLÓGICO

En los viveros de cedro rojo los síntomas se detectan en los meses de abril a junio; se asume que la esporulación ocurre durante la temporada de lluvias. En los viveros de teca ocurre algo similar con esporulación prolongada hasta el mes de agosto. En las plantaciones de teca, en los meses de agosto a octubre, cuando las condiciones ambientales son cálidas y húmedas, la infección se inicia en las hojas luego continúa a las ramillas, ramas y fuste principal.

MANEJO

En el vivero las plantas que presentan síntomas se pueden cortar en la base, donde se observan los rebrotes y seleccionar un brote dominante que tome de nuevo el crecimiento, el resto del material debe ser incinerado. La protección se logra con fungicidas sistémicos del tipo Propiconazol. En las plantaciones los árboles con cancro se deben remover.



Cancro en planta de cedro por *Phomopsis*. A y B árboles de *Cedrela odorata* con cancro basal, previamente hubo lesión por quemadura de sol. C, D y E plantas de cedro rojo con pocos meses de transplante, el cancro se forma en la base o en los primeros centímetros de altura en el tronco. F, G y H canchros en planta de vivero, en H se aprecian los picnidios como puntos negros, el degollamiento de la planta y la formación de nuevas ramas

1.9. Cancro por *Teratosphaeria zuluensis*

HOSPEDANTES

Eucalyptus grandis y *E. urophylla*.

DISTRIBUCIÓN

Oaxaca, Tabasco y Veracruz. Se trata de un patógeno de reciente introducción a México. Las evidencias que ofrecen estudios de identificación de secuencia genética de ADN, indican que proviene de Sudáfrica, aparentemente su país origen. También se ha introducido a Brasil, China, Tailandia y Uruguay.

IMPORTANCIA

En 2000 se identificó, por primera vez, en plantaciones comerciales de *Eucalyptus grandis*, en Tabasco, México. En dichas plantaciones, durante el 2000, se identificó una dispersión moderada del patógeno pero, en agosto de 2002, se le ubicó en localidades separadas entre sí por más de 100 km. En Sudáfrica se le asigna gran importancia económica, ya que ha eliminado clones de eucalipto de alto valor comercial; la madera con canchros ofrece dificultades en el proceso de obtención de pulpa. En el año 2003 se manifestaron infecciones severas en *Eucalyptus grandis* y *E. urophylla*, en Veracruz. Para las plantaciones comerciales de eucalipto se le asigna alta importancia económica.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. Los picnidios aparecen sobre la superficie de la corteza, son pequeños de posición subcortical, contienen conidios hialinos muy pequeños, apenas de 2 µm de longitud, son unicelulares y de forma alargada. La forma sexual no se conoce. En la superficie de ramas menores a 10 cm de diámetro se reconocen canchros, inicialmente son agrietamientos de corteza, de color oscuro, de forma irregular,

tienden a ser ovales a circulares y miden de 1 a 5 cm en su porción más ancha.

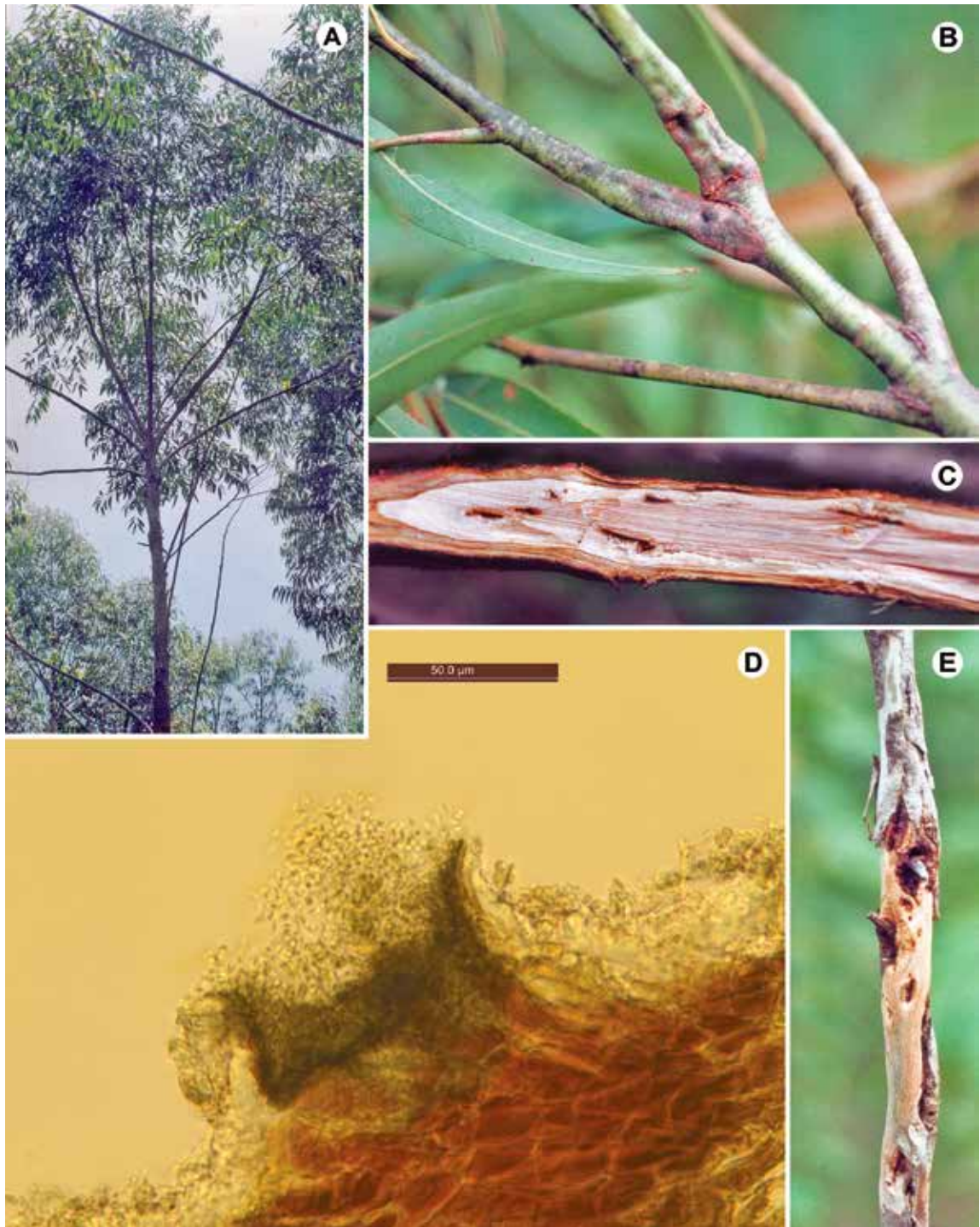
Síntomas. El crecimiento de la rama induce la formación de tejido hipertrófico en los márgenes de los canchros, la superficie dañada queda hundida y con una coloración muy oscura, entre café oscuro y negro. La madera de las ramas tiene lesiones profundas y se presenta corteza pegada y abundante secreción de goma. Los árboles pueden ser afectados desde que tienen dos años de edad, con alturas que rebasan los 2 m. En árboles grandes se aprecia la pérdida de dominancia apical y la muerte de ramas en donde se reconocen numerosos canchros.

CICLO BIOLÓGICO

De acuerdo con observaciones en Tabasco, durante la temporada de lluvias, de mayo a diciembre, se presenta la dispersión de conidios, éstos son arrastrados por el viento y aquéllos que entran en contacto con la superficie lesionada de eucaliptos susceptibles logran germinar e infectar el floema. En el mes de septiembre, es posible ubicar a la mayoría de canchros formados ese año. En mayo y junio se han observado ramas recién muertas con follaje café claro.

MANEJO

En las plantaciones tropicales de eucaliptos de rápido crecimiento del sureste mexicano se sugiere el monitoreo continuo y el reconocimiento de clones susceptibles y resistentes. En el programa de manejo de estas plantaciones se sugiere la remoción de clones susceptibles y favorecer o seleccionar clones resistentes o tolerantes. En Sudáfrica se tiene un programa de mejoramiento genético que produce clones resistentes de *E. grandis* a este patógeno.



Cancro *Teratosphaeria zuluensis*. **A** árbol infectado, al morir el líder dominante proliferan las ramas laterales. **B** deformaciones en las ramas causadas por el nuevo crecimiento que al envolver a los canchros forma áreas engrosadas. **C** profundas lesiones en la madera de la rama. **D** picnidio sobre la superficie de la corteza en posición subcortical, contiene conidios unicelulares, hialinos, de forma alargada, muy pequeños, apenas de 2 μm de longitud. **E** se muestra una rama descortezada donde se observan lesiones lenticulares en la madera.

1.10. Cancro por *Chrysosporthe cubensis*

Teleomorfo. En la literatura anterior a 1980 se conoció como *Diaphorte cubensis*, el nombre actual está bien aceptado.

Anamorfo. La fase asexual se conoce como *Endotiella*, en ciertas regiones es la estructura de reproducción predominante.

HOSPEDANTES

Este hongo tiene un amplio rango de hospedantes dentro de la familia Myrtaceae, para el caso de los eucaliptos, las especies *E. camaldulensis*, *E. grandis*, *E. saligna*, y *E. tereticornis*, son altamente susceptibles, *E. urophylla* muestra un alto grado de tolerancia.

DISTRIBUCIÓN

Tiene una amplia distribución en el mundo, entre los 30° de latitud norte y sur del ecuador, con mayor abundancia en regiones con temperatura promedio anual superior a 23°C y más de 2500 mm de precipitación promedio anual. Se encuentra en América, desde México hasta el sur de Brasil, también en las islas del Caribe. En México, se le ha colectado de Campeche, Chiapas, Oaxaca, Tabasco y Veracruz, pero se presume que se encuentra en todos los estados del país que cubren los requisitos de temperatura y precipitación.

Está presente en los países tropicales de África y de Asia. Una excepción interesante es que el hongo no se encuentra en Australia, de donde es originario el eucalipto, sin embargo, en este país se ha introducido de manera accidental.

IMPORTANCIA

De gran importancia en los primeros años del establecimiento de plantaciones comerciales de eucalipto, los daños en ese periodo pueden alcanzar más del 70 % de mortalidad de las plantas susceptibles; por ejemplo, algunos clones de *E. grandis* resultaron inutilizables por la severidad de este patógeno; casi siempre obliga a la selección de clones resistentes.

SUSCEPTIBILIDAD

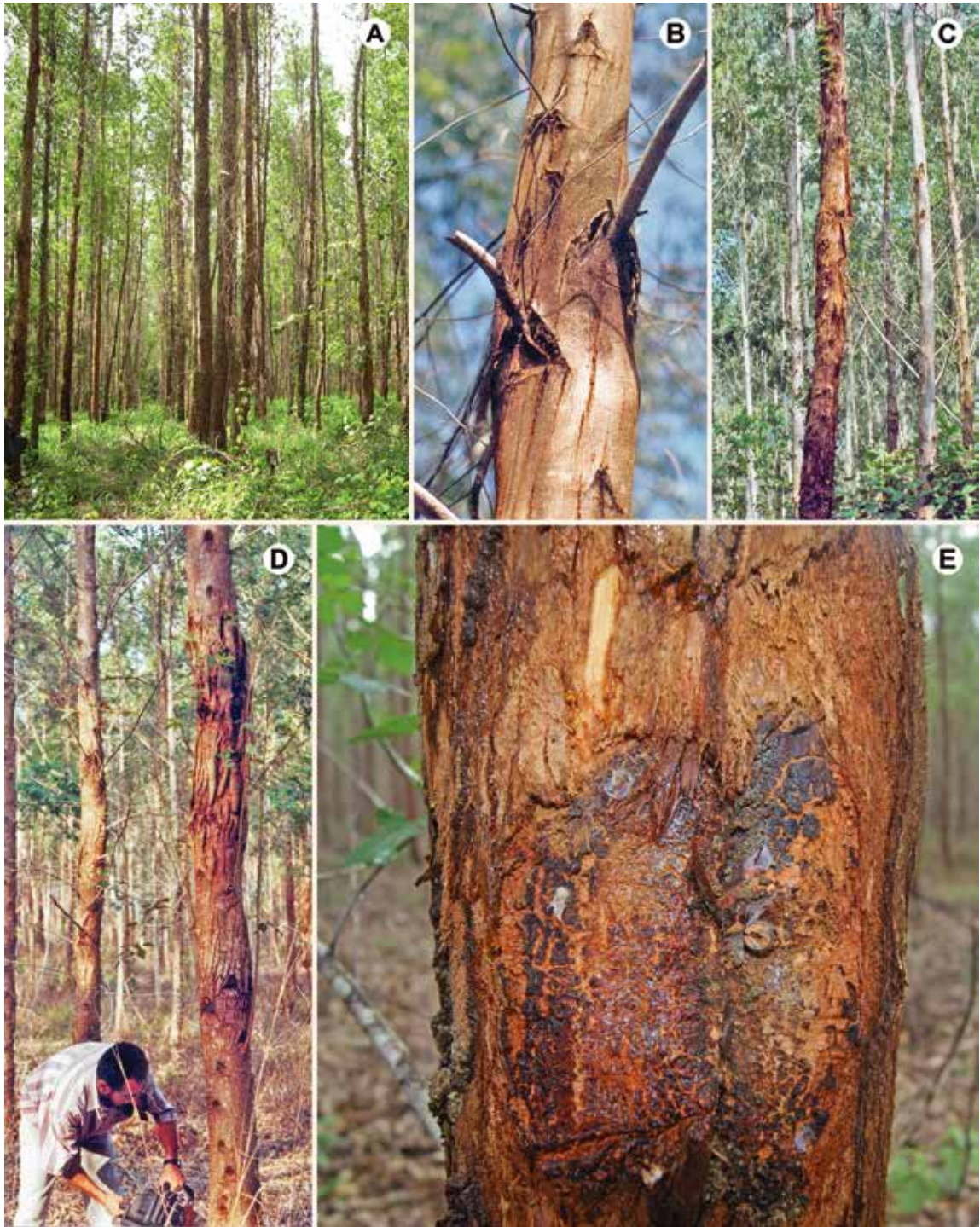
Existe una gran base de conocimiento sobre como seleccionar especies o procedencias resistentes y se tienen ejemplos exitosos de selección de planta tolerante o resistente a la enfermedad.

Un comentario de importancia es que aún dentro de una especie susceptible, existe una amplia variación en la resistencia al patógeno y es posible encontrar progenies resistentes o tolerantes dentro de las especies más susceptibles.

Susceptibilidad al cancro *Chrysosporthe cubensis* de las principales especies utilizadas en las plantaciones de eucaliptos de México (en rojo) y del mundo.

Especie	Susceptibilidad
<i>Eucalyptus saligna</i>	De muy baja resistencia a susceptibilidad extrema
<i>Eucalyptus maculata</i>	De muy baja resistencia a susceptibilidad extrema
<i>Eucalyptus grandis</i>	De baja a media resistencia
<i>Eucalyptus propinqua</i>	De baja a media resistencia
<i>Eucalyptus tereticornis</i>	De baja a media resistencia
<i>Eucalyptus deglupta</i>	De mediana a muy resistente
<i>Eucalyptus urophylla</i>	De mediana a muy resistente
<i>Eucalyptus citriodora</i>	De mediana a muy resistente
<i>Eucalyptus torrelliana</i>	De mediana a muy resistente
<i>Eucalyptus urophylla x grandis (urograndis)</i>	De mediana-alta a muy resistente

Patógenos de troncos y ramas



Cancro por *Chrysosporthe cubensis*. A, B, C y D plantaciones de *Eucalyptus grandis* con infección en los troncos, en B se aprecia un área colapsada, el hongo penetró por la rama; en C y D árboles con varios canchros, note el desprendimiento de corteza. E cicatrización en un árbol que sobrevivió la infección.

Un hongo muy similar a *Chrysosporthe cubensis*, se encontró en una planta silvestre, *Rynchantera mexicana* D. C. de la familia de las Melastomataceas; esta planta crece en las zonas pantanosas del sureste mexicano, con frecuencia colindan con las plantaciones de eucalipto. En las puntas muertas de algunas plantas se encontraron estructuras de reproducción del hongo, peritecios y ascosporas.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. En la superficie de la corteza infectada, se encuentran los picnidios o peritecios, son las estructuras de reproducción del patógeno, tienen forma de botella con fondo aplastado, ambos tienen un cuello largo y oscuro, a veces miden más de 3 mm de altura; estas estructuras se encuentran en grupos numerosos, con frecuencia de varios cientos o miles parcialmente embebidos en la corteza y solo sobresale el cuello.

Este patógeno para su dispersión forma pequeñas esporas. Las ascosporas apenas miden de 4.4 a 9.5 μm de largo por 1.9 a 3 μm de ancho, los conidios miden 2.5 a 4 μm de largo por 1.8 a 2.2 μm de ancho. Cuando existen condiciones de alta humedad se forman grandes cantidades de esporas, las cuales se acumulan en la punta del cuello, entonces se forman gotas de color naranja, en su interior existen miles de esporas.

Macroscópicamente se reconocen como manchas oscuras y con textura de pelos finos, las áreas con estas estructuras pueden medir hasta 50 cm de diámetro y son fácilmente reconocibles desde varios metros de distancia; aunque en muchos casos es necesario revisar la corteza con lupa para identificar la presencia del hongo.

Síntomas. Se forman canchales a lo largo y en la base de los troncos. En las cicatrices de ramas caídas naturalmente, se observan áreas de corteza semicirculares y colapsadas, miden hasta 30 cm de diámetro. En la base del tronco se puede presentar un ensanchamiento con corteza fracturada longitudinalmente.

Los árboles afectados pueden morir súbitamente cuando se exponen a periodos de se-

quía y temperaturas altas, en este caso mostrarán su follaje de color café.

En canchales más viejos se presenta un desprendimiento de la corteza y una respuesta de cicatrización en los márgenes del canchal, el cambium afectado muere y provoca un degollamiento del tronco.

Las infecciones por este hongo provocan reducción de crecimiento, deformaciones en troncos, pérdida de calidad en la madera y muerte. Los árboles tienen hojas de tamaño reducido, muerte de ramas, proliferación de nuevas ramas en la parte sana que está por debajo de las áreas canchalesas, (ramas epicórmicas).

CICLO BIOLÓGICO

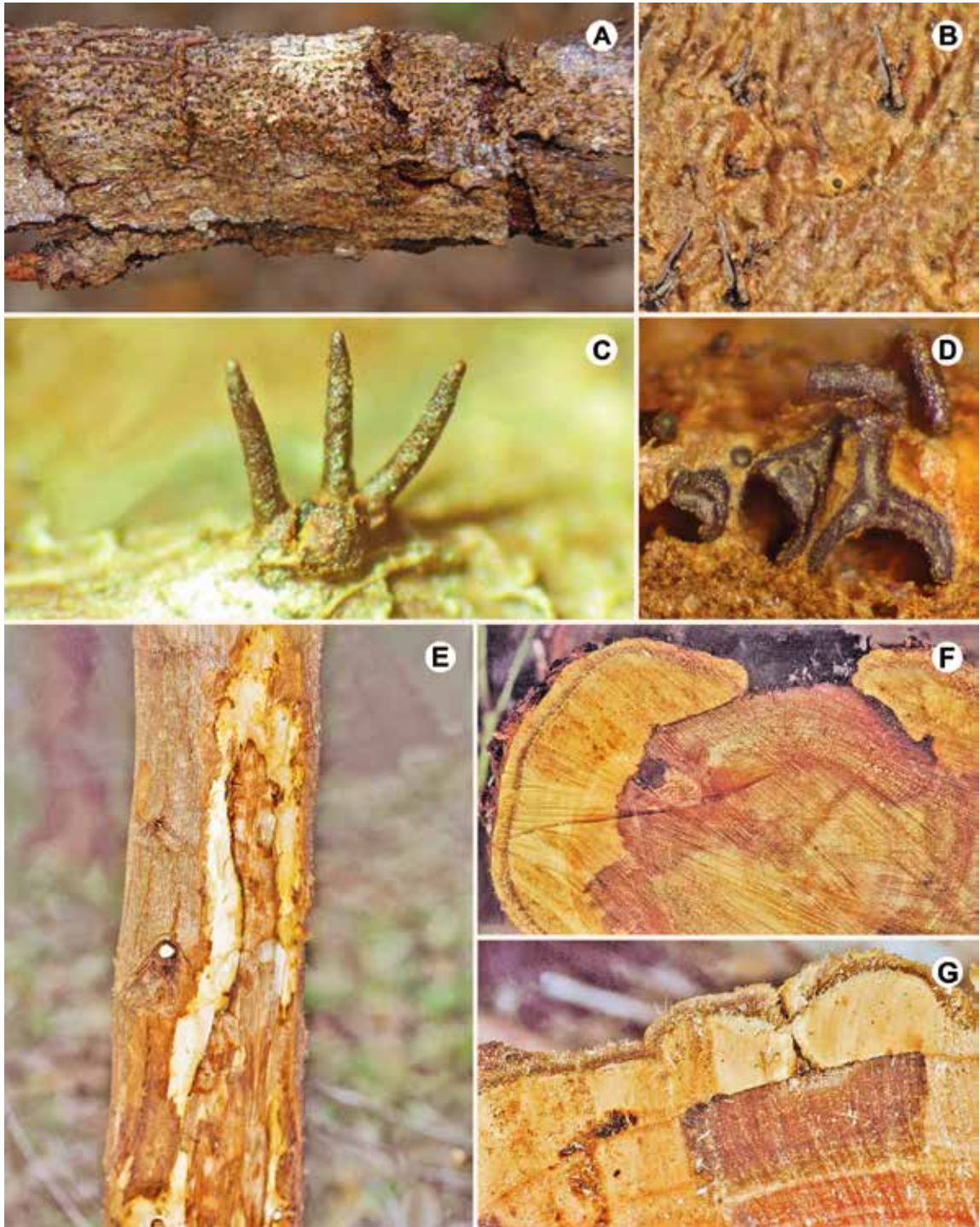
Las esporas del hongo son llevadas por el viento o las gotas de lluvia, pueden penetrar en forma directa en el hospedante, principalmente por las áreas más suaves de la corteza, es decir por los puntos entre placas de corteza. La infección se presenta en el floema, causa la muerte de células y forma un canchal elongado, como respuesta a dicha infección se presenta formación de gomosis y la corteza se fractura en tiras; en el interior, la madera se torna de color café oscuro. El árbol puede limitar la infección y entonces formar tejido de cicatrización alrededor del área dañada.

En árboles susceptibles se tiene una muerte tan rápida que no se alcanza a colapsar el tejido de la corteza; en árboles más resistentes se tiene un colapso y un avance lento de la infección. La formación de estructuras de reproducción se logra en unas cuantas semanas y se puede prolongar por varios meses. La distribución espacial de los canchales es variable en *Eucalyptus grandis*.

MANEJO

Propuesta de manejo del canchal *Chrysosporthe* en las plantaciones de eucalipto. Se sugiere seguir la secuencia de acciones que se proponen.

- Reconocer las procedencias de semillas que muestran menos susceptibilidad al patógeno.
- En las plantaciones hacer un inventario que permita la identificación de la susceptibilidad al patógeno.



Cancro *Chrysosporthe cubensis*. A, B, C y D corteza con peritecios; en A se muestra una vista macroscópica, en B y C acercamientos de los cuellos periteciales que sobresalen de la corteza; en D corte de la corteza que permite observar la base globosa del peritecio. E, F y G cancros en tronco, en F de un árbol susceptible; en G de un árbol resistente, en esta foto note la rápida respuesta del árbol.

- Determinar el impacto en el crecimiento en diámetro y altura de los árboles afectados por el patógeno.
- Determinar el impacto en la mortalidad.
- Determinar la influencia del sitio en la susceptibilidad al patógeno y relacionarla con otros agentes, como suelo, vientos, etc.
- Realizar las pruebas de patogenicidad en las progenies prometedoras para el programa clonal.
- Desarrollar clones seleccionados como resistentes al hongo. Plantar y evaluar comportamiento.
- Confirmar la resistencia mediante nuevas pruebas de patogenicidad.
- Mantener el monitoreo de la resistencia en las plantaciones.

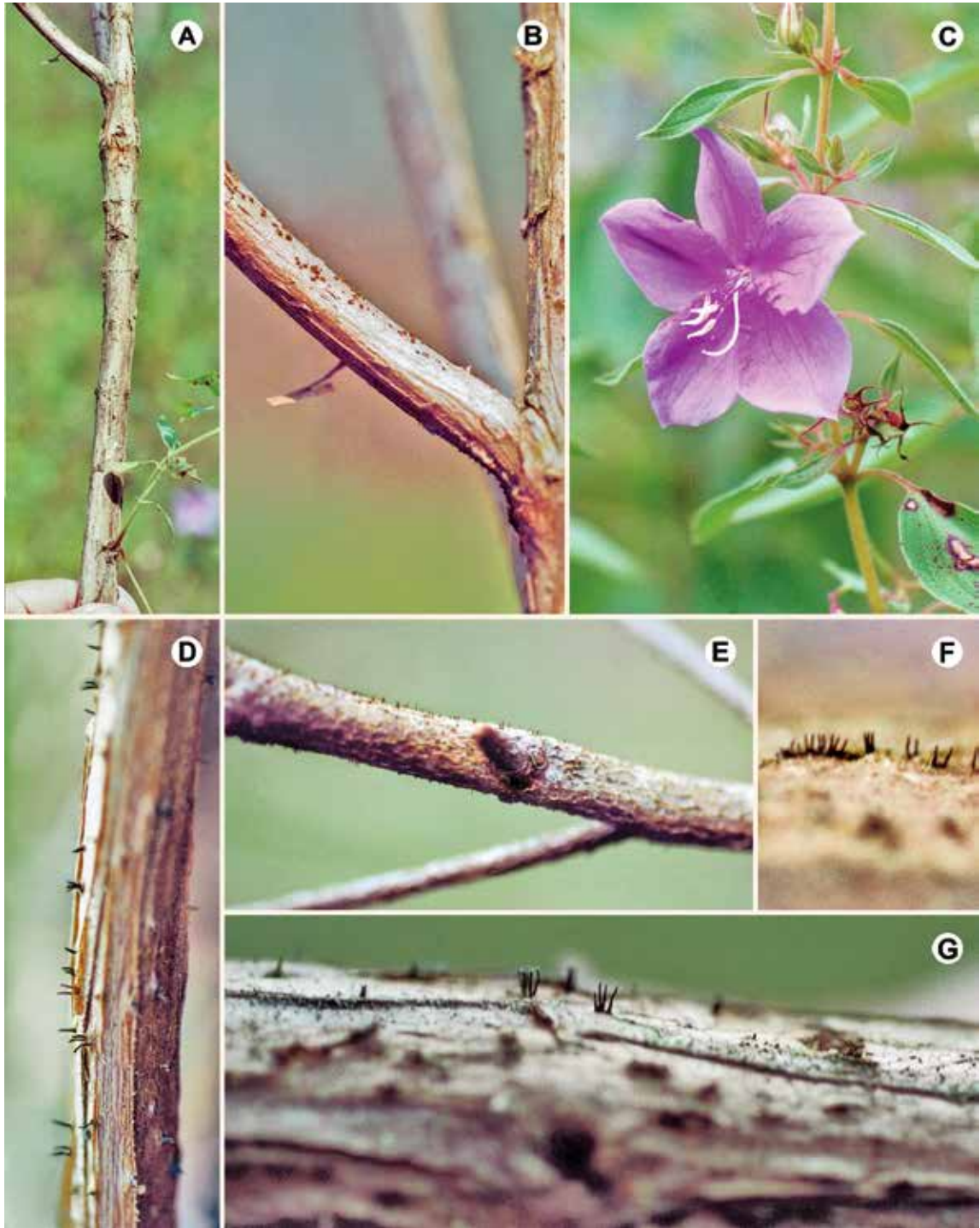
El hongo causante del cancro está bien establecido en las plantaciones, se encuentra en los eucaliptos y en *Rhynchantera mexicana*.

La cantidad de inóculo es suficiente para infectar cualquier eucalipto que se plante en los terrenos de Oaxaca, Tabasco, Campeche y Veracruz, sin embargo, los árboles de eucalipto muestran susceptibilidad diferenciada a las infecciones, incluso dentro de la misma especie.

Eucalyptus urophylla es de las especies tolerantes al patógeno. El uso del híbrido *E. urograndis*, ha permitido vencer el problema de una manera casi definitiva; por lo que es necesario mantener el programa de mejoramiento genético.



Arbusto de *Rhynchantera mexicana*, esta planta crece en terrenos pantanosos y es hospedante alternativo de *Chrysosporthe cubensis*. Representa un alto riesgo de infección cuando colinda con plantaciones de eucalipto.



Cancro *Chrysosporthe* en *Rhynchantera mexicana*. A tallo con muerte en el ápice. B, D y G porción del tallo con cuellos periteciales. C flor. E y F ramilla de *Eucalyptus grandis* también con cuellos periteciales saliendo de la corteza. Todos miden menos de 2 mm de altura.

1.11. Tizón foliar por *Rhizoctonia solani* y *Sclerotium rolfsii*

David Cibrián Tovar, Francisco Sánchez Ramayo y Omar Alejandro Pérez Vera

Este grupo de patógenos del suelo puede afectar la raíz y el follaje de muchas plantas, se caracteriza por presentar micelio con ramificaciones en ángulo recto y formar esclerocios: macroscópicos en *Sclerotium* y microscópicos en *Rhizoctonia*. Ambos son fitopatógenos con una distribución amplia en el mundo, producen enfermedades en una gran diversidad de hospedantes. A continuación se presenta un ejemplo de enfermedad por cada género de hongo, *Rhizoctonia solani* en *Tectona grandis* y *Sclerotium rolfsii* en *Khaya senegalensis*. Como son similares en síntomas y daños se ofrece una alternativa de manejo para ambos.

***Rhizoctonia solani* Kühn Teleomorfo *Thanatephorus cucumeris* (Frank) Donk).**

HOSPEDANTES

Tectona grandis, *Citrus* spp., *Hevea brasiliensis*. En viveros forestales en *Ligustrum japonicum*, *Pinus montezumae* y *Tabebuia rosea*.

DISTRIBUCIÓN

Campeche. De amplia distribución en México, Brasil, Costa Rica y otras partes del mundo.

IMPORTANCIA

Rhizoctonia solani provoca daños en raíces y causa la muerte en un alto porcentaje de planta en viveros que utilizan como sustrato tierra de monte sin desinfectar. En plantaciones de teca causa la muerte de plantas recién establecidas, probablemente por llevar el hongo desde el vivero.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. Durante las horas más frescas de las mañanas, cuando la humedad relativa es muy alta, las temperaturas son bajas y los días nublados, sobre los tallos turgentes y las hojas nuevas se observa la formación de micelio al-

godonoso blanco, formado por pequeños hilos a manera de telaraña que unen diversos puntos de las hojas a otras hojas de la misma planta y a otras plantas, así mismo con el tallo. Este micelio se desintegra o se reabsorbe cuando la temperatura asciende y la humedad relativa disminuye.

Síntomas. Los síntomas principales son manchas gris-marrón empapadas de agua, que van cubriendo rápidamente la lámina foliar de las hojas, carecen de halo clorótico, estas manchas rápidamente se extienden sobre la superficie de las hojas, cubriéndolas parcial o totalmente, prefiriendo siempre aquellas que se encuentran cercanas a la yema apical.

CICLO BIOLÓGICO

En el periodo de máxima humedad el hongo se reproduce continuamente, lo hace por medio de la fractura de micelio y de pequeños esclerocios, los cuales son llevados por el agua o el viento. Las herramientas y el calzado de personas pueden llevar estas estructuras. Los esclerocios también fungen como estructuras de resistencia en condiciones de sequía.

***Sclerotium rolfsii* Sacc. (Teleomorfo *Athelia rolfsii* Curzi)**

HOSPEDANTES

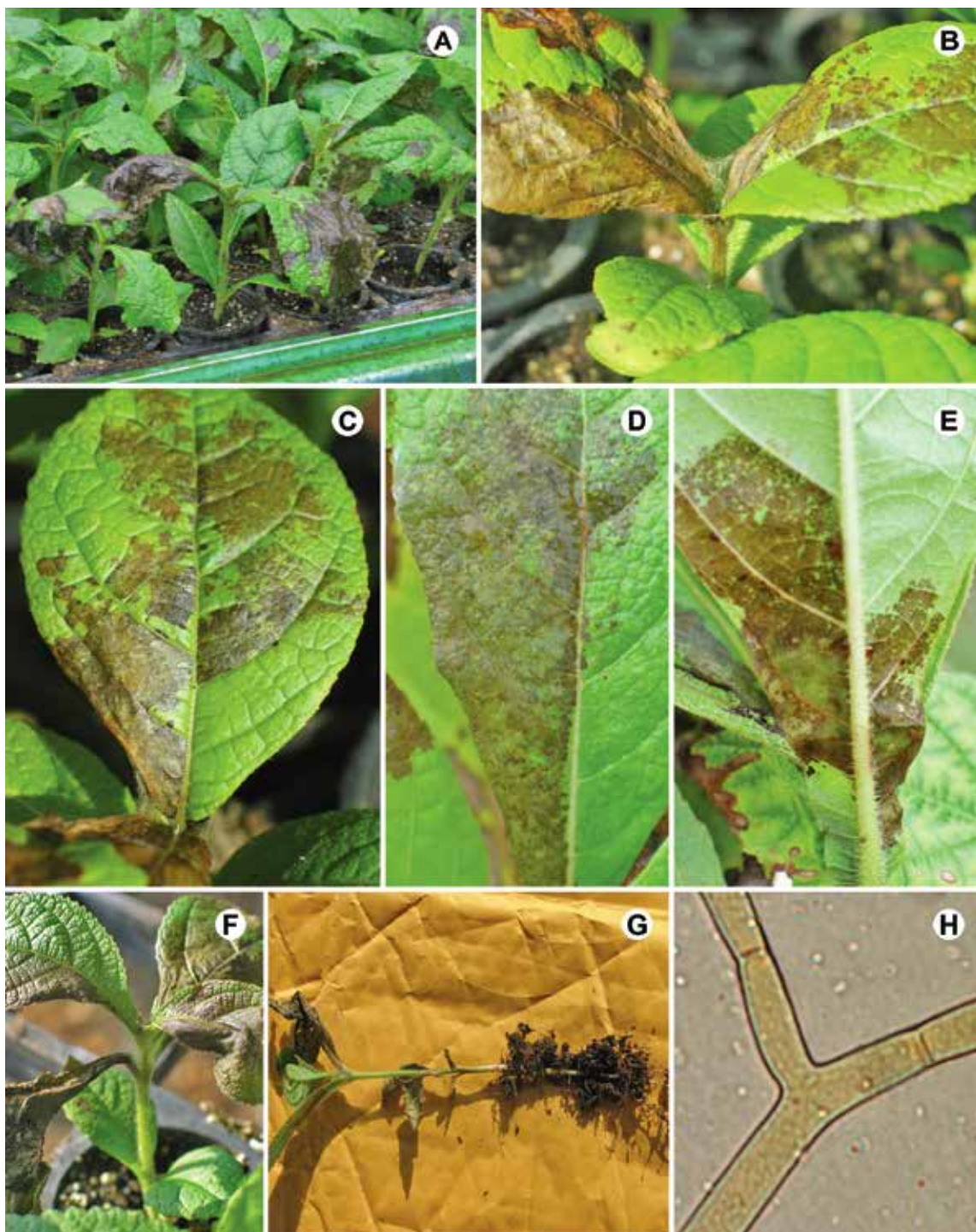
Manzano (*Malus domestica*) y *Khaya senegalensis*.

DISTRIBUCIÓN

Chiapas, Sonora y Veracruz.

IMPORTANCIA

Recientemente se ha reportado en Las Choa-pas, Veracruz en planta de 4 a 8 meses de edad y en plantaciones jóvenes de *K. senegalensis*. Causa una mancha foliar en condiciones de alta humedad y es mayor incidencia en épocas



Marchitamiento foliar de la teca por *Rhizoctonia solani*, A, B, C, D, E y F marchitamiento en hojas recientes, son manchas húmedas; en F se nota desarrollo micelial en el tallo. **G** marchitamiento de hojas con poca afectación a raíz. **H** hifa con ramificación característica.

de lluvia llegando a causar una defoliación que afecta en crecimiento y reducción en el incremento en el diámetro del árbol.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. Este hongo se caracteriza por presentar micelio color blanco y formación de esclerocios de color amarillo o café claro en el suelo o sobre la superficie dañada del hospedante. Estas estructuras de resistencia son la principal fuente de inoculo primario. En condiciones In vitro el hongo crece 80 mm de diámetro en 10 días, de color blanco sucio, micelio compacto adherido al medio de cultivo extracto de malta agar (EMA) y la formación de esclerocios como pequeño granitos blancos a los 5 días después de la siembra, a los 8 días se tornan de color amarillo claro con exudado de color similar. Los esclerocios redondos solitarios o agregados miden de 4 a 8 mm de diámetro.

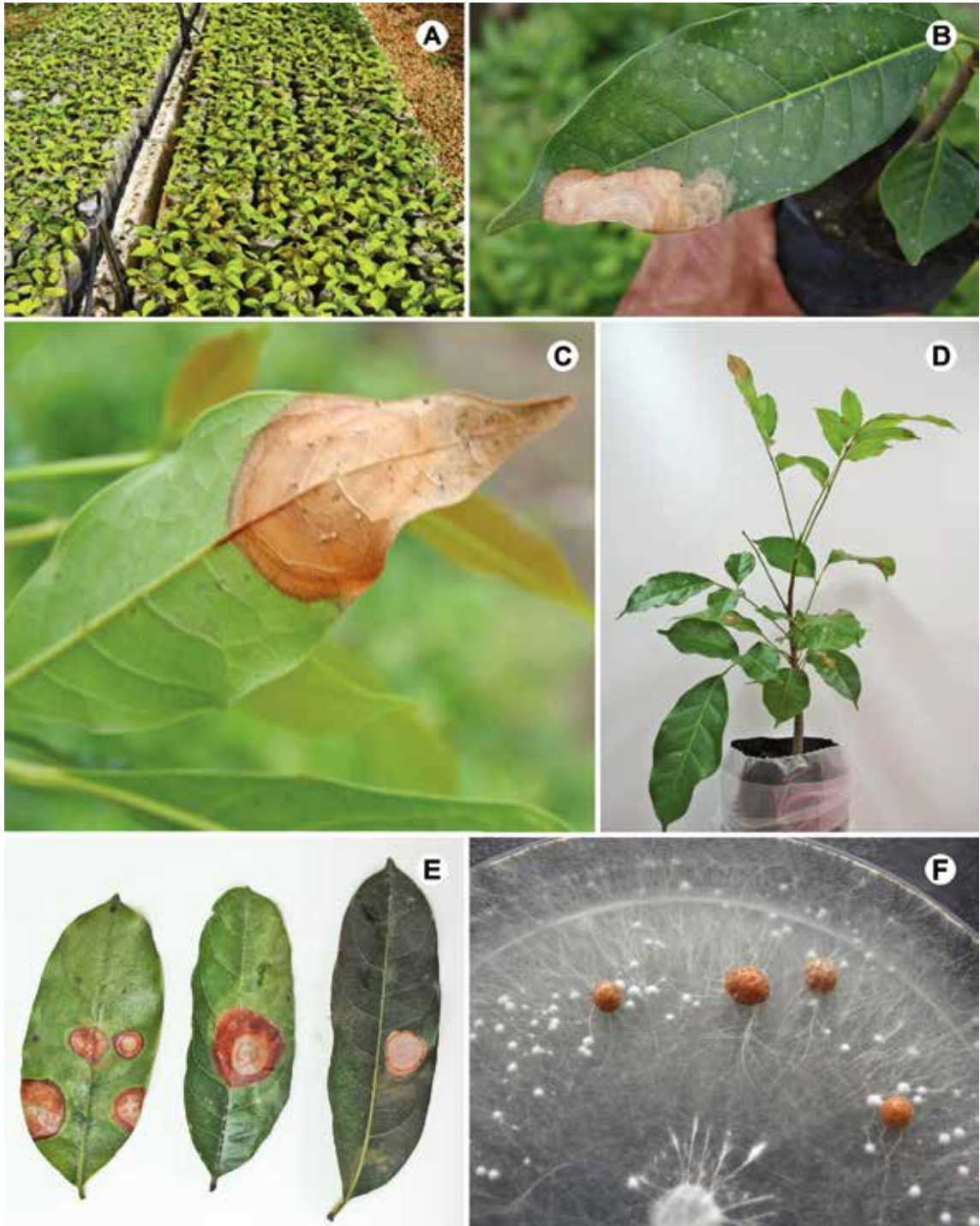
Síntomas. Afecta hojas maduras y principalmente hojas jóvenes. Los síntomas iniciales son pequeñas manchas irregulares de 4 mm de diámetro, centro blanquecino y con un borde café oscuro y llegando a medir hasta 30 mm de diámetro. Conforme la mancha crece se observan anillos concéntricos, siendo visibles en ambos lados de la hoja. Estas manchas se tornan de un color plateado sobre la superficie de la hoja y pueden llegar a unirse y necrosar un 70% de la lámina foliar. En campo con alta humedad, en el envés de las hojas se observan cordones miceliares de color blanco sucio.

MANEJO

En el vivero, en la presencia de cualquiera de los dos patógenos se pueden hacer aplicaciones de fungicidas protectores, se sugiere utilizar Pencycuron o Tolclofos-metil, ambos productos son específicos para el control de estos hongos, con una vida media en el suelo de 42-70 días en condiciones anaerobias y de 18-27 días en aerobias; se consideran poco persistentes en el ambiente. En la superficie se degrada por la luz solar y evoluciona a CO₂; son ligeramente móviles. También se sugiere eliminar las plantas con síntomas para reducir el inoculo en vivero. En plantaciones realizar podas y eliminar el material enfermo de la plantación.



Prueba de patogenicidad en laboratorio.



Mancha por *Sclerotium rolfsii* en *Khaya*. A vivero de teca con manchas en el follaje, fueron causadas por *Rhizoctonia solani*, hongo similar a *S. rolfsii*. B, C, D y E manchas típicas del patógeno en *Khaya*. F colonia del hongo en medio de cultivo, note los esclerocios de color naranja.

1.12. Mancha foliar por *Pestalotiopsis*

HOSPEDANTES

Eucalyptus camaldulensis, *E. urophylla*, *E. tereticornis*. Gran número de hospedantes en México y en el mundo. Infecta latifoliadas y coníferas. La especie de *Pestalotiopsis* que se encontró en Tabasco es *Pestalotiopsis clavispora*, pero es seguro que existen otras. En los ambientes templados *P. funerea* ataca coníferas.

DISTRIBUCIÓN

Amplia distribución en México, en plantaciones de eucalipto se ha encontrado en Nayarit, Tabasco y Veracruz, pero seguramente se encuentra en todo el territorio nacional. De amplia distribución en el mundo.

IMPORTANCIA

Las especies de *Pestalotiopsis* son comunes en ambientes templados y tropicales, algunas son capaces de causar enfermedad y otras son endófitas u ocurren como saprófitas; pero la mayoría infecta tejidos debilitados. En las infecciones observadas en las plantaciones y en los viveros se encontró que los hospedantes siempre estuvieron en condiciones de estrés. El hongo también acompaña a otras especies más agresivas y como es fácil de reconocer, puede confundir y llevar a conclusiones falsas sobre la importancia del hongo. En la lámina de fotografías se observa una sintomatología en la que aparece *Pestalotiopsis*, en conjunto con otros hongos; se requieren de pruebas de patogenicidad para verificar su clase de parasitismo. No se le asigna gran importancia.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. *Pestalotiopsis clavispora*, una especie común en plantaciones de eucalipto, forma acérvulos negros pulvinados, subepidérmicos distribuidos en el tejido necrótico de la man-

cha foliar, miden hasta 426 µm de diámetro, al romper dejan expuestos los conidios, son elipsoides, con cinco células, las tres centrales oscuras, mientras que la apical y la basal hialinas y puntiagudas. En uno de los extremos del conidio lleva tres apéndices, en el otro solo uno. La forma sexual se desconoce para muchas de las especies; sin embargo se sabe que algunas tienen al teleomorfo en el género *Pestalosphoria* de Xylariales; la especie *P. clavispora* no tiene teleomorfo conocido.

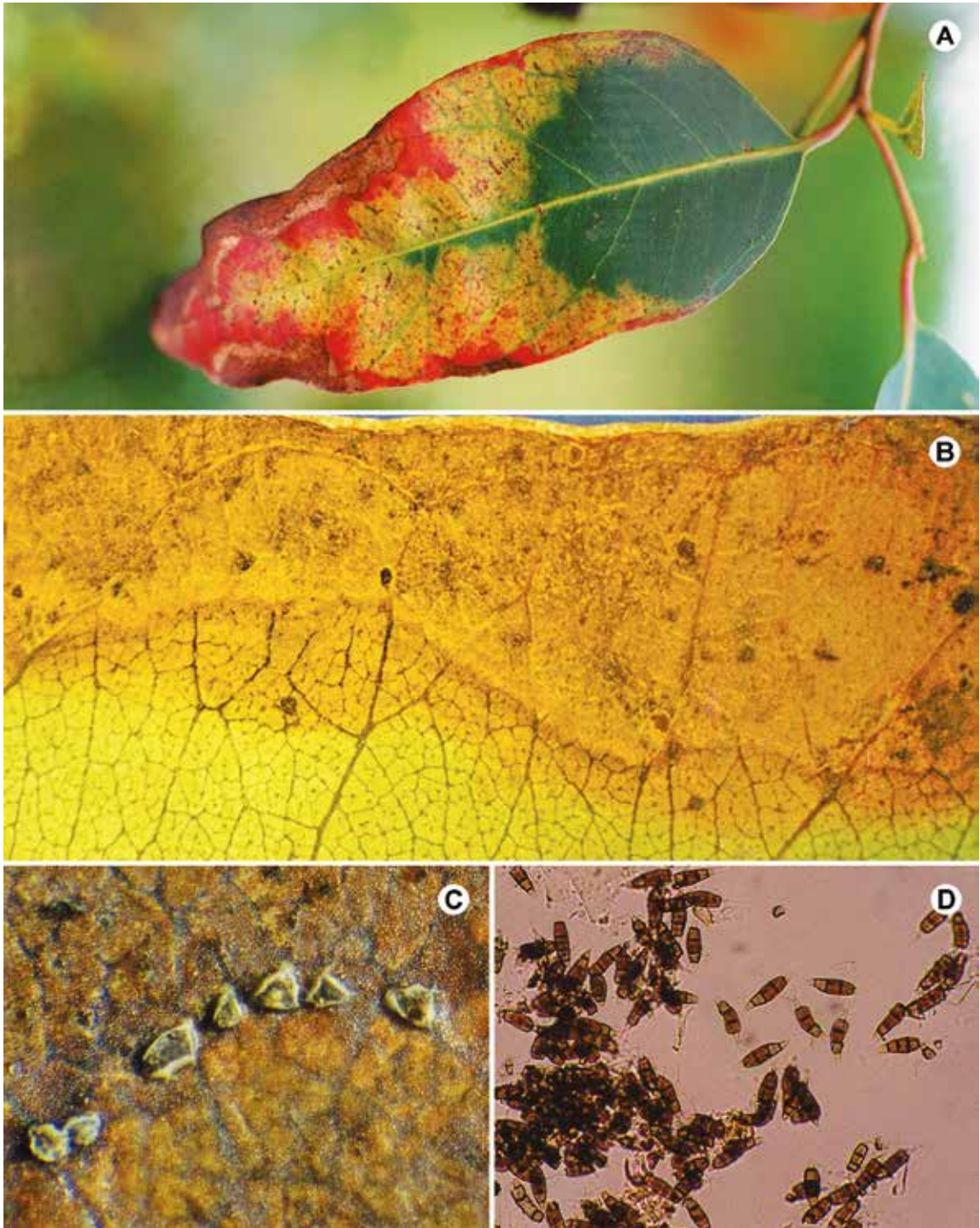
Síntomas. En las hojas se presentan manchas grandes, difusas, con cambios de color, de café oscuro, rojizo, amarillo a verde claro. De consistencia ligeramente corchosa, van de la parte apical a la parte basal. Los tallos muertos tienen un color rojizo. Los síntomas son más frecuentes en hojas viejas o ya por desprenderse de la copa.

CICLO BIOLÓGICO

Los conidios son llevados por viento y agua, infectan hojas y brotes de plantas debilitadas; se presume que el micelio puede penetrar por lesiones o por aberturas naturales de la planta como estomas o lenticelas. En árboles debilitados se requieren de pocas semanas para la formación de los acérvulos, los cuales pueden reinfectar y aumentar el tamaño de las lesiones. Este hongo es endófito, por lo cual puede penetrar y no causar síntomas en plantas sanas.

MANEJO

En la plantación no se recomiendan labores de control; en cambio sí, se recomiendan labores preventivas que incrementen el vigor de los árboles. A nivel de vivero, después de detectar el patógeno se puede proteger el nuevo follaje mediante aspersiones de fungicidas sistémicos, se sugiere el uso de propiconazol.



Mancha foliar por *Pestalotiopsis*. A hoja de eucalipto con mancha, el patógeno coloniza progresivamente de la parte distal hacia la basal. B y C margen con acérvulos, en C se aprecian con la epidermis foliar desprendida. D conidios, son típicos con apéndices en ambos extremos.

1.13. Mancha de la hoja por *Pseudocercospora ranjita*

HOSPEDANTES

Gmelina arborea

DISTRIBUCIÓN

Campeche, Nayarit, Tabasco y Veracruz, de amplia distribución en la América tropical y en la India.

IMPORTANCIA

No se le asigna importancia, sus infecciones casi siempre son ligeras, sin afectar la tasa de crecimiento.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. En las hojas existen manchas discretas, cloróticas o necróticas; en estas manchas se encuentran los picnidios, son pequeños, subepidérmicos a manera de puntos de color negro; dentro de los picnidios se encuentran conidios, muy pequeños y numerosos.

Síntomas. Los síntomas son bastante característicos y predominan en hojas maduras; las le-

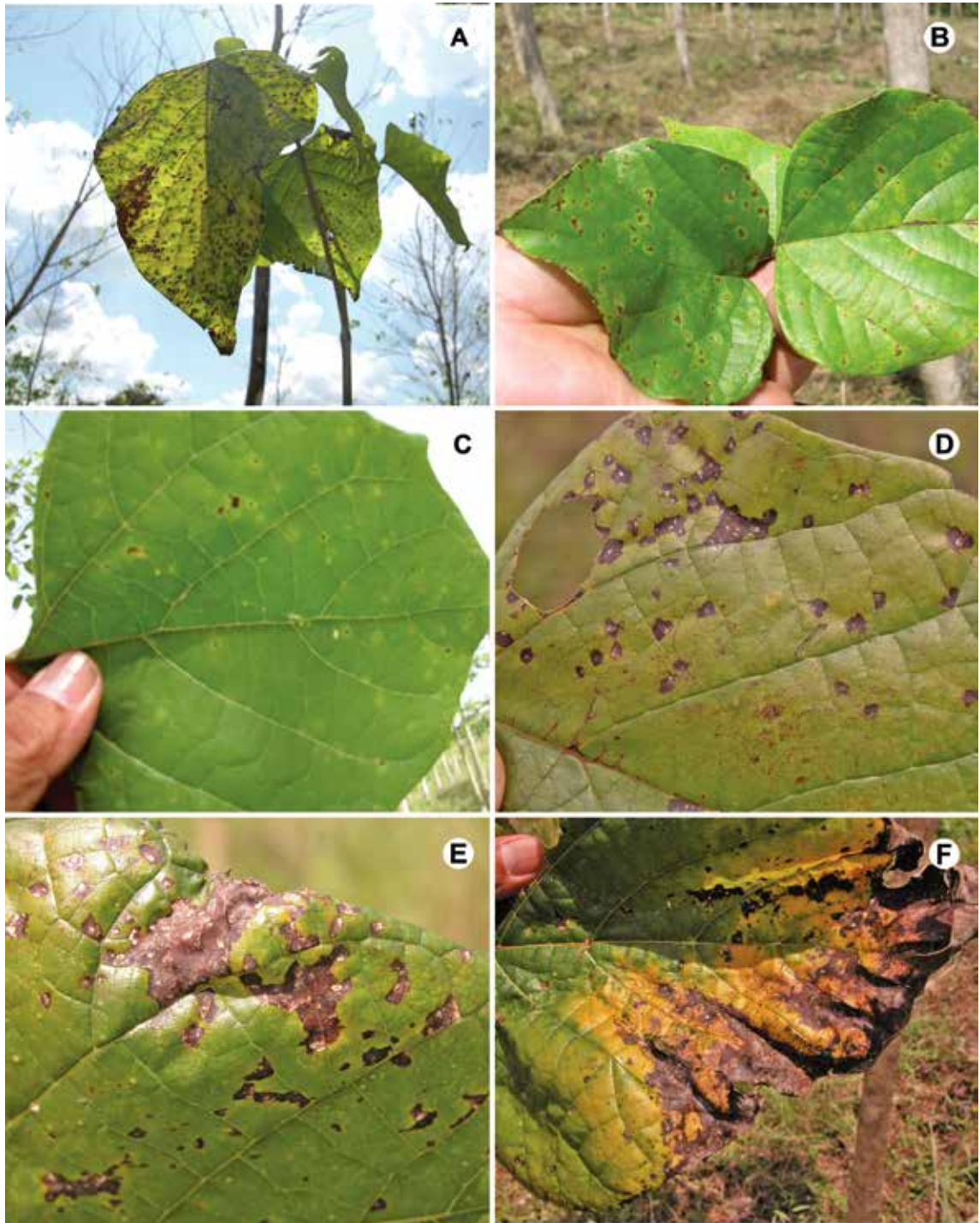
siones son irregularmente circulares, distribuidas al azar, de color pardo oscuro. Conforme se desarrollan, se forma un área central de color gris claro, y apenas es perceptible un pequeño halo clorótico. En lesiones adyacentes puede ocurrir coalescencia y formar lesiones de mayor tamaño. Una lesión individual puede medir hasta 1 cm de diámetro.

CICLO BIOLÓGICO

Las esporas se forman continuamente durante la temporada de lluvias, son llevadas por el viento y las gotas de agua, las que caen sobre nuevo follaje pueden seguir su ciclo. Sólo se desarrollan en hojas viejas; aunque en hojas nuevas se pueden detectar infecciones recientes por la formación de áreas cloróticas circulares y pequeñas.

MANEJO

No se sugieren acciones de manejo. A nivel de vivero se puede proteger el follaje con aplicaciones de Propiconazol.



Mancha foliar por *Pseudocercospora ranjita*. A, B, C, D, E y F síntomas en hojas, note que la mancha es discreta, pequeña y solo al unirse varias, forman un área necrótica como en E y F. En el centro de las manchas se forman los conidiomas y de ellos se liberan las esporas o conidios que son arrastrados por el viento o el agua de lluvia.

1.14. Mancha foliar por *Cylindrocladium*

Existen varias especies de *Cylindrocladium*, la más común es *C. scoparium*.

HOSPEDANTES

Son decenas de especies de plantas de diferentes grupos, desde cultivos agrícolas hasta árboles; varias especies de eucaliptos son hospedantes. En Tabasco y Veracruz se le encuentra en *Eucalyptus urophylla*, otro hospedante es *Cedrela odorata*.

DISTRIBUCIÓN

Tiene una amplia distribución en el mundo; en México se le tiene registrado en la mayor parte del país. Se ha encontrado en plantaciones de eucalipto en Oaxaca, Tabasco y Veracruz.

IMPORTANCIA

En algunos clones de jardines clonales han ocurrido infecciones severas, obligando a realizar acciones de control. En plantaciones establecidas algunos clones han mostrado alta susceptibilidad al patógeno, su infección reduce el tamaño de la copa aérea y por lo tanto hay reducción de crecimiento. En otros países como Sudáfrica, se han registrado infecciones severas que han obligado a desarrollar clones resistentes al patógeno.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. En la superficie de las hojas se forman los conidióforos, mismos que dan origen a los conidios que tienen forma de varilla y son septados. Adicionalmente se conoce que este hongo también es habitante del suelo y puede matar raíces de árboles jóvenes. En el suelo puede estar en forma de clamidosporas, microesclerocios o micelio. La forma sexual se conoce como *Calonectria*, los peritecios son anaranjados y se forman en grandes grupos en los tejidos muertos.

Síntomas. En el follaje causa manchas de gran tamaño, origina la caída prematura de las hojas infectadas y la muerte de brotes de crecimiento. La infección casi siempre se presenta en la parte baja de la copa de los árboles. En las plantaciones las infecciones son fáciles de detectar en los meses del verano, pero no se reconoce un efecto importante en la salud del arbolado; sin embargo, se requiere de un estudio más detallado del patógeno.

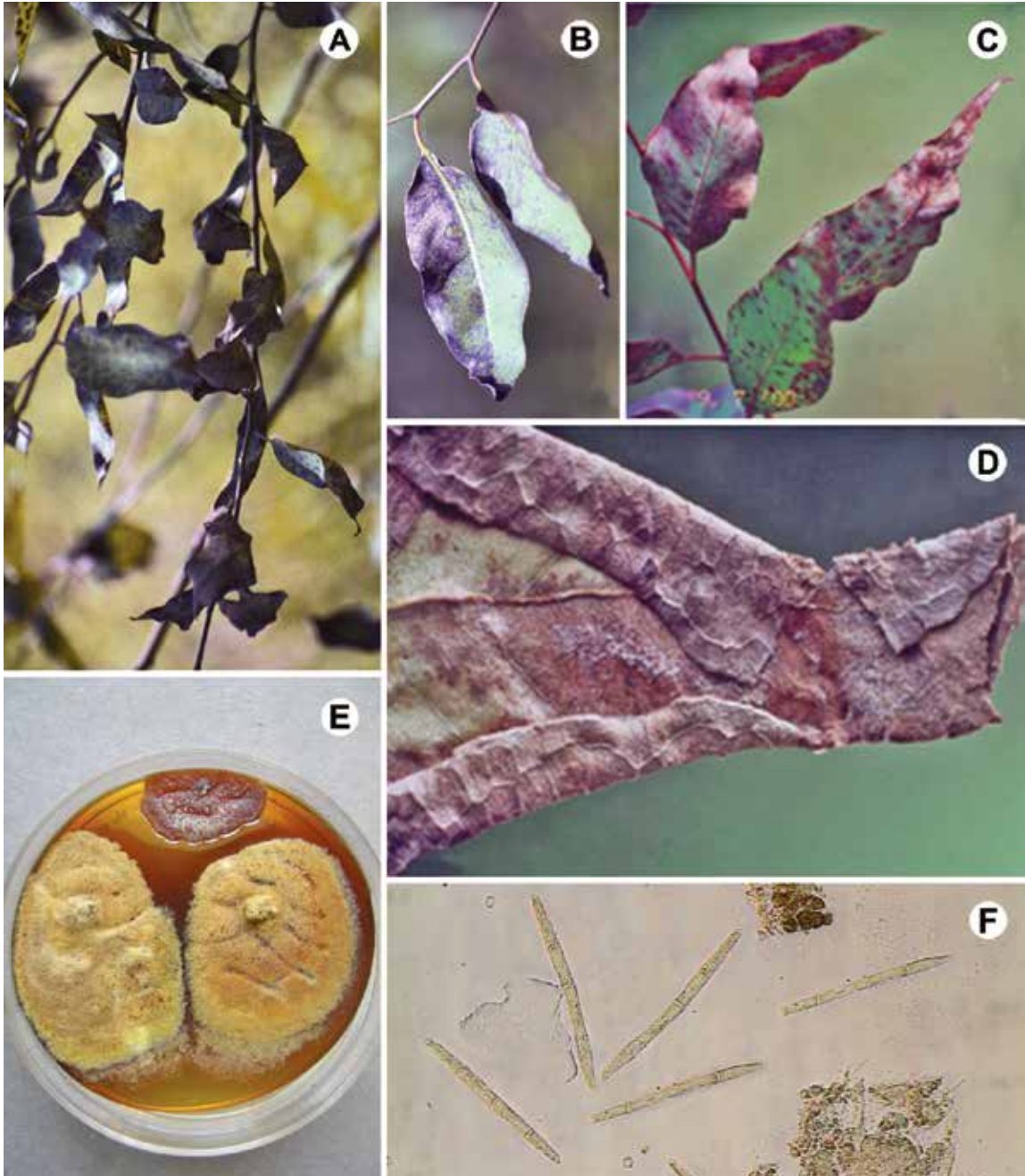
CICLO BIOLÓGICO

Las esporas infectan hojas en el verano, los ciclos se presentan con rapidez y puede haber producción de esporas durante varios meses consecutivos, pero siempre en la temporada de lluvias. Parte de las esporas caen al suelo en donde germinan y su micelio puede infectar raíz o vivir saprofiticamente. En la temporada de secas puede estar en el suelo en etapa de reposo.

MANEJO

En los jardines clonales y en las micro estacas se presentan infecciones que se deben combatir; el mantenimiento apropiado de la asepsia de contenedores, charolas, mesas, pisos y paredes de invernaderos es esencial para prevenir infecciones. Se sugiere el uso de *Trichoderma* en sustratos para combatir al hongo en suelo. El propiconazol aplicado al follaje previene infecciones.

Las infecciones observadas en plantaciones mexicanas han sido de tamaño pequeño y hasta ahora no se le considera una enfermedad de importancia, pero en otros países ha causado daños de consideración en especies de eucalipto de rápido crecimiento, de tal forma que en esas plantaciones se ha obligado a la adopción de medidas de manejo incluyendo mejoramiento genético. En las condiciones actuales no se recomienda la aplicación de tratamientos de control.



Mancha de la hoja por *Cylindrocladium* sp. A, B, C y D hojas de eucalipto con síntomas típicos de la enfermedad. En D se aprecia la zona blanquecina que está formada por conidióforos y conidios. E colonia en medio de cultivo. F conidios septados.

1.15. Mancha foliar por *Coniella fragaria*

HOSPEDANTES

Varias especies de eucaliptos, principalmente *Eucalyptus grandis* y *E. urophylla*.

DISTRIBUCIÓN

Es común en Brasil y Costa Rica, está presente en las plantaciones de eucaliptos de rápido crecimiento. En México se le ha colectado en Campeche, Oaxaca, Tabasco y Veracruz.

IMPORTANCIA

Solo en los jardines clonales se presentan infecciones que ameritan control, en las plantaciones establecidas es frecuente pero solo en hojas de mediana a avanzada edad.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. En el seno de las manchas foliares se encuentran picnidios dispuestos en anillos más o menos concéntricos, son de color oscuro y cada uno apenas mide décimas de milímetro de diámetro.

En el interior existen conidios ovales de color blanco grisáceo, son las esporas de origen asexual del hongo.

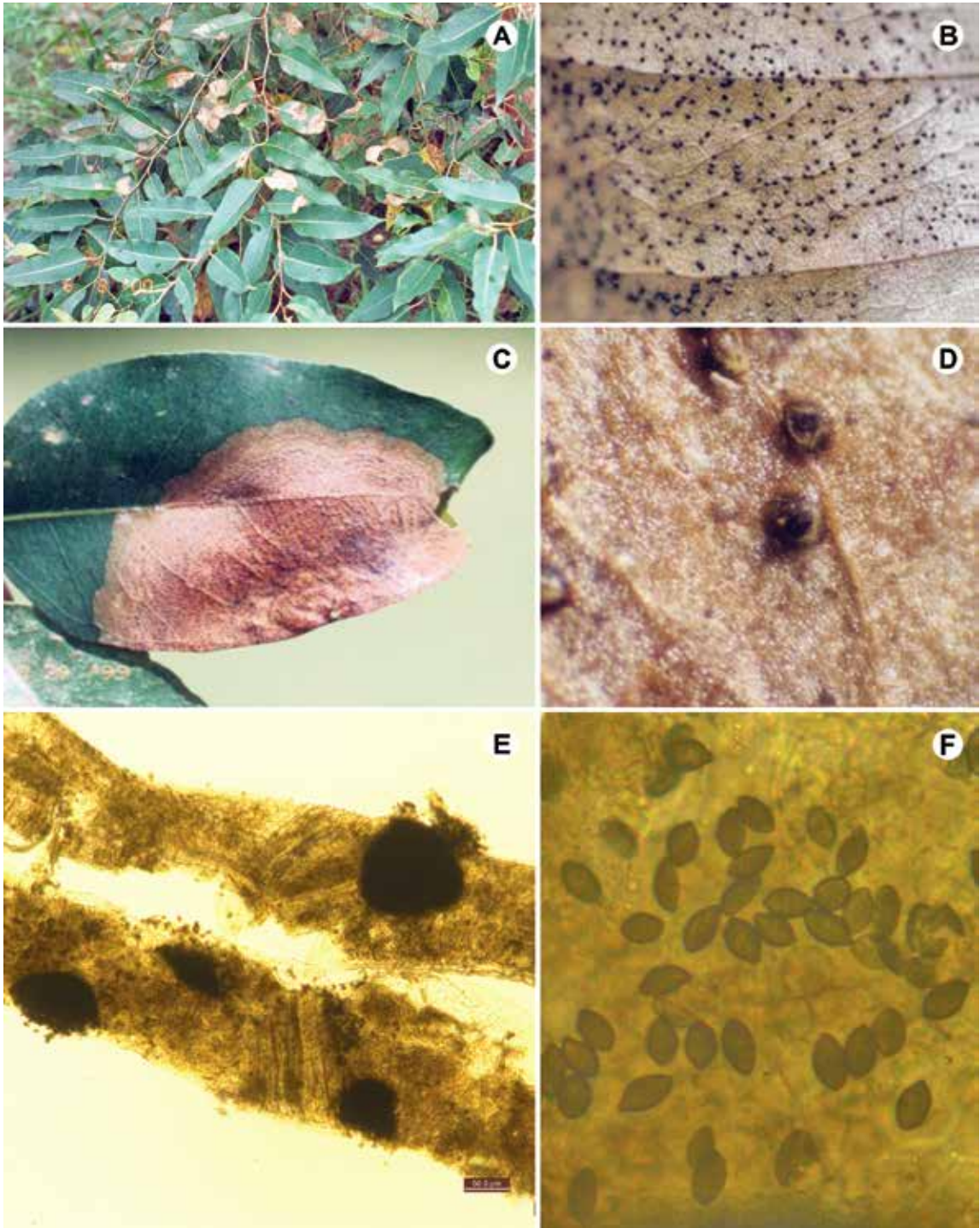
Síntomas. Son manchas de gran tamaño, de forma circular a elongada, a veces deformadas. La mancha puede ocupar más de la mitad de la hoja.

CICLO BIOLÓGICO

Se presentan varias generaciones por año, las esporas son arrastradas por el viento, las que caen en las hojas germinan y su micelio penetra a la lámina foliar. Causa la muerte del tejido infectado y en el haz de la hoja se forman las estructuras de reproducción asexual. Solo infectan hojas de la parte baja de la copa y esto se debe a que en la parte superior el árbol tiene mejores defensas.

MANEJO

En las microestacas del jardín clonal se pueden tener infecciones que afecten la supervivencia de ellas, en este caso se sugiere el control con un fungicida sistémico como el propiconazol.



Mancha foliar por *Coniella*. **A y C** mancha en hojas, casi siempre están en la parte baja de la copa de los árboles, se notan los anillos pálidos concéntricos y la disposición en líneas más o menos definidas de los picnidios. **B y D** manchas con picnidios, en **D** se muestra un acercamiento. **E** acercamiento de picnidios maduros, son oscuros y parcialmente embebidos en el tejido de la hoja. **F** preparación microscópica de esporas del hongo.

1.16. Mancha foliar por *Phaeoseptoria epicoccoides*

Teleomorfo. *Phaeoseptoria epicoccoides* es una de las muchas especies que pertenecen a *Mycosphaerella*, éste es uno de los géneros de hongos con mayor número de especies, se listan más de 1000, se tiene una gran diversidad y actualmente está disponible un libro sobre las especies de *Mycosphaerella* que atacan eucaliptos.

HOSPEDANTES

Son eucaliptos de diversas especies. En México se encuentra en *E. camaldulensis*, *E. grandis*, *E. tereticornis* y *E. urophylla*. Las formas asexuales de *Mycosphaerella* son extremadamente diversas y se clasifican en los siguientes géneros: *Cercospora*, *Cladosporium*, *Colletoglyphum*, *Septoria*, *Stigmata*, también en otros 13 géneros, pero los primeros se han reportado de hojas de eucalipto.

DISTRIBUCIÓN

Phaeoseptoria epicoccoides tiene una amplia distribución en las plantaciones de eucalipto que se ubican en los trópicos americanos. En México se le ha colectado en D.F., Estado de México, Jalisco, Michoacán, Nayarit, Oaxaca, Tabasco y Veracruz.

IMPORTANCIA

Este patógeno puede ser un factor limitante en la producción de microestacas en los jardines clonales. En el vivero se pueden tener plantas infectadas y éstas ser llevadas a la plantación. En plantaciones para restauración de áreas degradadas se tienen infecciones severas que reducen crecimiento y vigor.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. Las estructuras de reproducción del patógeno se localizan en el envés de la hoja son picnidios que están en grupos y se disponen en diversas partes de las hojas. Las esporas del hongo son alargadas y con septos bien definidos.

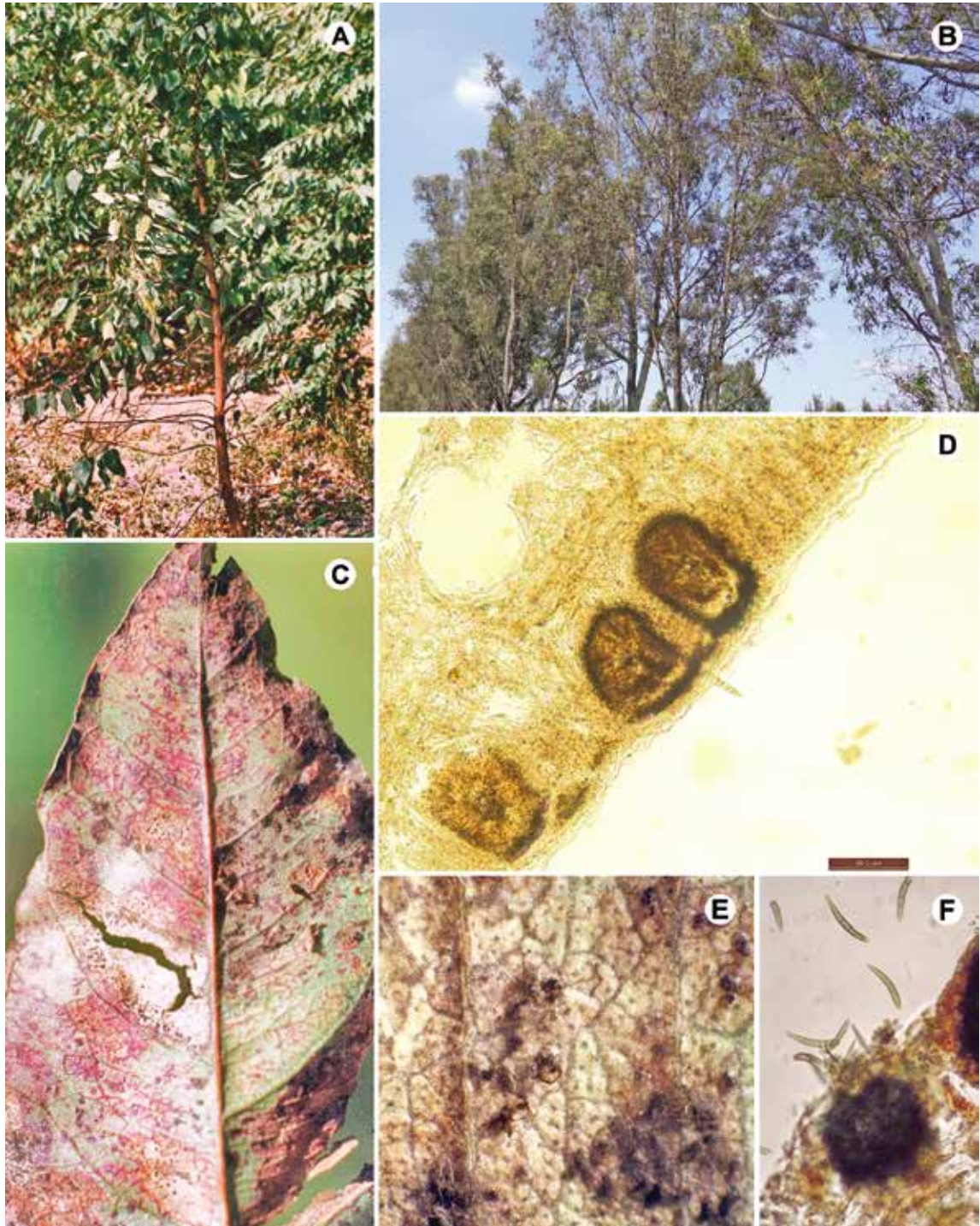
Síntomas. Éste es un patógeno débil, solo daña las hojas de árboles debilitados por otra razón. En la hoja se observan manchas irregulares de color púrpura o violeta. Las hojas tienen manchados de gran tamaño, se forman anillos concéntricos, con una mancha central más oscura. La mayor abundancia de hojas con síntomas se presentan en la parte inferior de la copa. En infecciones severas se tiene una defoliación prematura y una reducción de crecimiento.

CICLO BIOLÓGICO

La producción de esporas es continua, solo requiere que exista humedad elevada. Las esporas son llevadas por el viento y la lluvia, las que se depositan en hojas nuevas penetran el tejido, pero depende del vigor del árbol para que puedan desarrollar infecciones.

MANEJO

Por ser un patógeno secundario no se recomienda control. En el vivero se puede mantener a la planta libre de enfermedades foliares mediante la aplicación de fungicidas protectores del tipo clorotalonil o propiconazol.



Mancha foliar por *Phaeoseptoria epicoccoides*. A y B eucaliptos con hojas infectadas. C manchas con picnidios en desarrollo. D y F corte de picnidios, en F se muestran los conidios alargados y delgados. E picnidios con cirros columnares, son agregados de conidios o esporas, listos para ser llevados por el viento o el agua.

1.17. Mancha foliar por *Phyllachora*

En cedro y caoba, aparentemente existen dos especies de *Phyllachora*, solo una bien identificada, *Phyllachora swieteniae*.

HOSPEDANTES

Cedrela odorata y *Swietenia macrophylla*.

DISTRIBUCIÓN

Campeche, Hidalgo, Jalisco, Puebla, Tabasco, Veracruz y Yucatán.

IMPORTANCIA

La infección es común, pero no tiene importancia como patógeno y normalmente no requiere control.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. Los grupos de ascomas se forman en el haz de las hojas, siempre son varios, de diferentes tamaños y a veces en forma concéntrica, cada grupo en una superficie semicircular a circular de hasta 2 cm de diámetro, los ascomas son negros, brillantes, de menos de 1.5 mm de diámetro; los peritecios están dentro del tejido estromático, apenas miden de 0.1-0.2 mm de diámetro, son globosos, con paredes delgadas, con ostiolo y cílopeo bien definido. Las ascas son persistentes, se forman en la base y paredes del

peritecio, son cilíndricas y con pedicelo corto, el ápice con poro grande, el asca se tiñe de azul con yodo. Las ascosporas son uniseriadas, hialinas y unicelulares. En infecciones severas los grupos de ascomas cubren más de 40 % del tejido foliar y la hoja adquiere un patrón de mosaico verde claro y oscuro, con dichos ascomas en el centro de las manchas verdes.

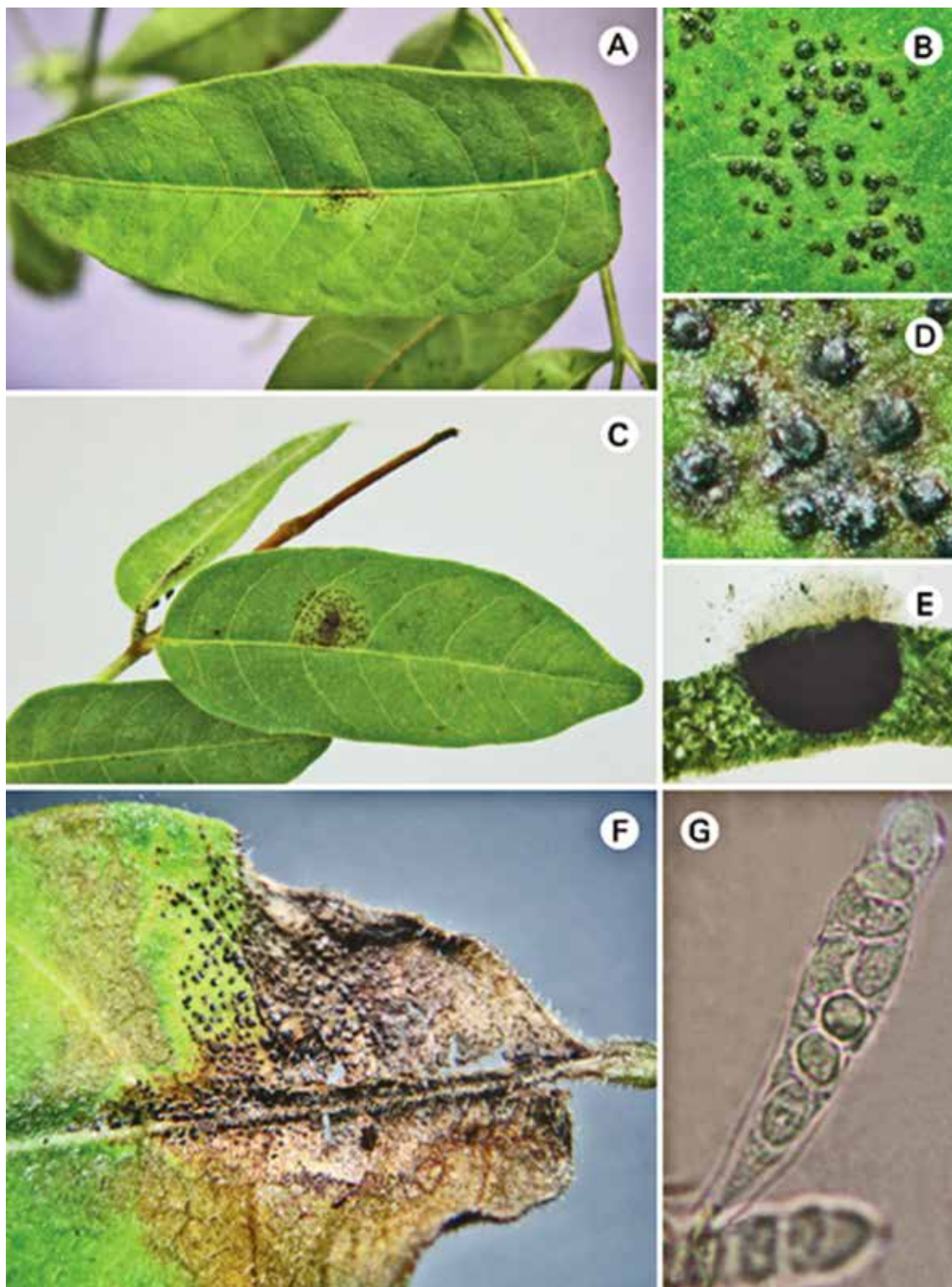
Síntomas. En los viveros y plantaciones jóvenes de cedro rojo y de caoba es fácil de ver en las hojas viejas de plantas pequeñas a grandes, manchas circulares de menos de 2 cm de diámetro, con tejido clorótico; Las estructuras de reproducción frecuentemente se presentan en un patrón circular, o concéntrico. Las manchas con frecuencia están sobre tejido verde.

CICLO BIOLÓGICO

Las esporas pueden infectar tejido sano y en pocas semanas causar la mancha circular, las generaciones del hongo se presentan durante el periodo de lluvias.

MANEJO

Sólo se recomiendan medidas de control en los viveros: se sugiere, en presencia de infecciones, el fungicida Propiconazol.



Mancha foliar por *Phyllachora* en caoba y cedro. A, B, C, D y F daño en cedro, en B y D se muestran acercamientos de peritecios. **E** corte de un peritecio, se alcanzan a ver las ascas. **G** asca con ascosporas globulares hialinas

1.18. Roya de la teca por *Olivea tectonae*

David Cibrián Tovar y José Cibrián Tovar

HOSPEDANTES

Tectona grandis.

DISTRIBUCIÓN

La roya de la teca es de reciente ingreso a México, se detectó por primera vez en Tabasco en 2004, luego se le ha detectado en todos los estados del país que han establecido plantaciones de teca, es altamente probable que la semilla que se adquiere en el extranjero llegue con esporas latentes. Ahora se conoce de: Campeche, Chiapas, Jalisco, Nayarit, Oaxaca, Puebla, Tabasco, Veracruz y Yucatán. Es un hongo de amplia distribución en el mundo, es originario de la India y de allí se ha introducido a cada país que establece plantaciones de teca.

IMPORTANCIA

Sus daños son variables, algunos plantadores la consideran de poca importancia al no causar daños económicos perceptibles en el crecimiento; sin embargo, otros manifiestan que sus daños pueden reducir la tasa de crecimiento de los árboles. En Costa Rica no se le adjudica importancia económica, pero se conocen casos en donde se estima que reduce hasta el 30 % del incremento anual.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. En el envés de las hojas de mediana edad en adelante se observan con facilidad los agregados de aspecto polvoso de color anaranjado, son urediniosporas equinuladas, ovoides a elipsoides, miden de 17-20 por 15-25 μm ; se forman en uredinios; los cuales son eruptivos, con paráfisis cilíndricos y curvados, su abun-

dancia es tan grande que las urediniosporas que liberan, cubren toda la superficie inferior de la hoja.

Síntomas. En la superficie del haz de las hojas se reconocen manchas necróticas de forma y tamaño variable, inicialmente son áreas verdosas que cambian de tonos claros y luego a cafés o grises; en infecciones severas las hojas pueden caer prematuramente.

CICLO BIOLÓGICO

Las urediniosporas son más abundantes entre los meses de mayo a diciembre. Durante la época seca del año, febrero a mayo, la roya tiene menos actividad; sin embargo, en cualquier plantación que tenga hojas será posible encontrar poblaciones activas de roya. El viento dispersa las urediniosporas que, al caer sobre hojas tiernas o brotes de crecimiento, germinan e infectan a la lámina foliar. La roya es afectada por hongos antagonistas como *Acremonium* y *Cladosporium* que crecen sobre ella. También existen dos insectos una larva de Syrphidae y el otro es un coleóptero Coccinellidae que se alimentan de esporas; este control biológico es insuficiente para lograr reducciones significativas del patógeno.

MANEJO

En el vivero es factible proteger al follaje con aplicaciones de azufre o triadimefón. En plantaciones es preferible utilizar clones no susceptibles, evitar sitios con sequía prolongada. El control biológico natural puede ser una opción, ya que en muchas plantaciones existen los enemigos naturales que logran mantener la infección a niveles tolerables aunque fácilmente perceptibles.



Roya de la teca por *Olivea tectonae*. **A, C y E** hojas con síntomas, normalmente son las hojas de mayor edad las que tienen las estructuras reproductoras del hongo, en el haz se tienen manchas necróticas. **B y D** vista del haz de hojas, con acumulación de urediniosporas de color naranja; en **D** vista del envés de una hoja de **C** note la gran acumulación de urediniosporas anaranjadas. **F** urediniosporas, en vista microscópica.

1.19. Roya de la primavera por *Prospodium*

David Cibrián Tovar y Jorge Macías Sámano

Del género se conocen 70 especies, principalmente de ambientes neotropicales. En México se han identificado a ocho especies en diferentes géneros de Verbenaceas y Bignoniaceas, siendo *Prospodium perornatum* el más conocido y que ataca especies de *Tabebuia*, por ello se describe aquí.

HOSPEDANTES

Para *P. perornatum* se ubican como hospedantes a las especies *Tabebuia chrysantha*, *T. pentaphylla* y *T. palmeri*. Otra especie, *Prospodium amphiphilii*, ataca *Amphilophium paniculatum*, *Tabebuia rosea* y *Tabebuia donnell-smithii*.

DISTRIBUCIÓN

En México se ha encontrado en Baja California, Chiapas, Morelos, Veracruz y Tabasco. De amplia distribución en Centro y Sudamérica: Argentina, Brasil, Costa Rica, Guatemala, Nicaragua, Paraguay, Perú, Puerto Rico y Venezuela.

IMPORTANCIA

En viveros ejidales en Veracruz se detectó incidencia regular en plantas de 5 meses de edad de *Tabebuia donnell-smithii*; en cambio, en las plantaciones contiguas la infección fue menor. En plantaciones de Chiapas, se tienen registros de diferentes grados de daño, aunque la severidad varía de una región a otra y entre plantas. Uno de los daños más fuertes se observa cuando el patógeno produce cancros sobre ramas primarias y fuste, y los predispone a quebrarse durante la época de lluvias.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. *P. perornatum* es una roya autóica, macrocíclica, con espermogonios como puntos de color rojizo sobre áreas hinchadas de color verde intenso; en las hojas, en áreas hipertrofiadas, se forman aecios subcuticulares,

eruptivos de color café canela, las aeciosporas son de color café, miden 25–29 (–35) X 3 (18–) 22–27 μm . Los telios se encuentran dentro de ampollas subepidérmicas, producidas principalmente en venas, raquis, raquidiolos y tallos. Las teliosporas tienen de tres a cinco mechos cortos en el apéndice, son de color café-rojizo, bicelulares de 41 x 26 μm ; con poro apical en la célula superior y otro en posición basal y lateral, en la célula inferior. El uredinio emerge a través de los estomas y esporula supraestomatalmente; las urediniosporas nacen solas en los pedicelos, son unicelulares, profusamente equinuladas y de color amarillo dorado. Su diámetro es de 22.26 μm , con una pared de 1.4 μm .

Síntomas. Este hongo infecta la lámina foliar, el raquis y los raquidiolos; mata los meristemos apicales e induce sobre-brotamiento. Los síntomas iniciales en el haz de las hojas son manchas circulares o alargadas, de color verde húmedo, pero después cloróticas, sin bordes definidos. Por el envés, las manchas presentan puntos inconspicuos, de color amarillo; con frecuencia, el centro de las manchas se torna café rojizo y produce un polvo café oscuro (teliosporas). Cuando las lesiones de nervaduras se unen, se produce encarrujamiento de la hoja. El meristemo apical de plántulas, presenta síntomas iniciales similares a los que se observan en el raquis y raquidiolos. El meristemo muere y esto estimula a la planta a producir nuevos brotes. La repetición de este ciclo de rebrotamiento y de infección en las plántulas, les da un aspecto de escoba de bruja y el árbol puede reducir hasta en 75 % su tamaño. Algunas veces, después de atacar el brote principal, la infección prosigue y desciende al tallo, hasta llegar a matar a la plántula. Las escobas de bruja son visibles a distancia, durante los meses de abril a junio; son de coloración oscura, debido a la necrosis que causa el hongo y tienen un aspecto polvoso.

Patógenos del follaje

Es frecuente que la base de las escobas den origen a canchros, debido a que la infección pasa de los brotes muertos a las ramas, por los haces vasculares que los conectan. En sus etapas iniciales, se observa una coloración oscura sobre la corteza, deshidratación y hundimiento. Posteriormente, hay formación de tejido corchoso e hinchamiento alrededor del área dañada; la corteza se levanta, cae y deja expuesto al duramen. En la parte central y hundida del canchro es común encontrar pústulas con abundantes teliosporas de *Prospodium* sp. Los canchros en fuste, ramas primarias y secundarias se producen después de que el hongo ha causado la muerte de brotes pequeños. Las ramas o fuste con canchros se debilitan de tal forma que al aumentar el tamaño y el peso del tejido afectado y, al mojarse durante la temporada de lluvias (julio a noviembre), se rompen con facilidad y se disminuye fuertemente el área foliar.

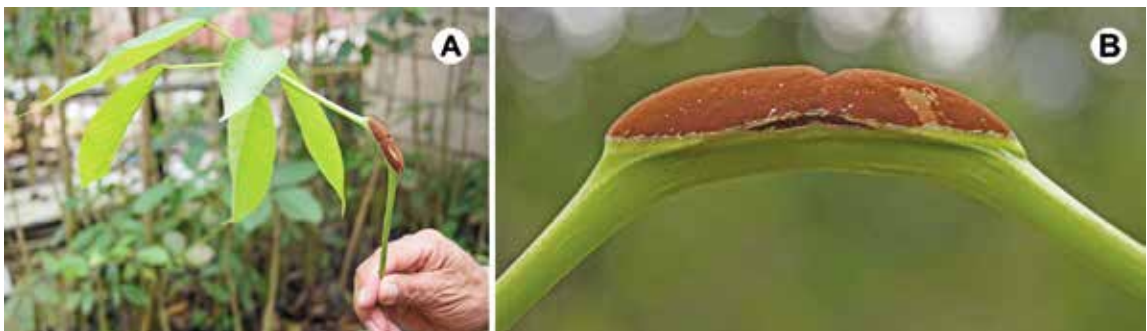
CICLO BIOLÓGICO

Las teliosporas producidas durante los meses de febrero a junio, se dispersan por el viento e inician la infección en los brotes recién formados. La infección se favorece por la alta condensación de agua sobre las hojas que se presenta en los meses de febrero a marzo. Las infecciones se desarrollan durante los meses

de abril a junio y se observan los síntomas típicos de escoba de bruja, encarrujamiento y quemadura de hojas y síntomas iniciales de canchros. En esta temporada es común observar pústulas con abundantes teliosporas y, en menor cantidad, uredinios. Con el inicio de la temporada de lluvias, se forman flujos vegetativos con abundantes teliosporas. Las nuevas infecciones dan origen a los uredinios, responsables de las infecciones repetidas que incrementan la enfermedad durante este período. Comúnmente, las escobas de bruja y las ramas con canchros en estado avanzado caen por efecto del viento y la lluvia. El aspecto general del árbol mejora durante esta temporada, debido a que los síntomas ocasionados por los uredinios son inconspicuos y pasan inadvertidos, ya que no presentan necrosis, atizonamiento o aspecto polvoso.

MANEJO

En vivero se puede prevenir el daño aplicando fungicidas especializados en control de royas, Oxicarboxin o sulfato de cobre. Cuando el daño es severo se sugiere eliminar las plantas más infectadas para reducir las fuentes de inóculo. En plantaciones, se recomienda hacer las podas necesarias para eliminar el material enfermo.



Roya *Prospodium* en *Tabebuia rosea*. A y B soro formador de aeciosporas, note el doblez en la ramita, normalmente la parte distal muere y se genera una deformación.

1.20. Marchitamiento bacteriano en viveros

David Cibrián Tovar, Omar Alejandro Pérez Vera, Silvia E. García Díaz y †Leopoldo Fucikovsky Zak

Los viveros que producen planta por semilla o reproducción clonal, tanto eucaliptos como tecas, tienen impactos por bacterias, principalmente en la producción clonal. Las bacterias asociadas son varias: *Pantoea*, *Pseudomonas*, *Ralstonia* y *Xanthomonas*.

HOSPEDANTES

Eucalyptus grandis, *E. urophylla*, *Swietenia macrophylla* y *Tectona grandis*,

DISTRIBUCIÓN

En México se registran infecciones en viveros de Eucalipto en Veracruz, viveros de teca en Campeche, Veracruz y Tabasco, viveros de caoba en Puebla y Veracruz. Este conjunto de bacterias tiene amplia distribución en el mundo.

IMPORTANCIA

De gran importancia en Campeche, Tabasco y Veracruz, los eventos de marchitamiento bacteriano son frecuentes, complejos y obligan a la adopción de tratamientos de prevención y control. Las bacterias de los géneros *Xanthomonas* y *Pseudomonas* causan los principales daños.

SINTOMATOLOGÍA.

Signos. Los cuerpos de las bacterias son el principal signo, muy pequeños de apenas 1-3 µm, unicelulares, algunas con flagelos; aunque los flujos de savia también se pueden considerar como signos. Las bacterias de estos géneros solo se pueden identificar microscópicamente.

Síntomas. En varetas de eucalipto las bacterias provocan marchitez, rompen los haces vasculares y colonizan tejidos cercanos, también generan síntomas en hojas, según la bacteria y el tejido afectado, como por ejemplo, pudriciones blandas y manchas foliares cloróticas, húmedas y traslúcidas. Por lo general, las pudriciones blandas se deben a enzimas pectino-

líticas, si las bacterias entran al sistema vascular, pueden producir taponamiento y tálides, y la planta presentará una marchitez que no se puede aliviar con ningún riego. Las manchas foliares son rectangulares, en el centro necróticas y, si la bacteria produce alguna toxina, puede formarse un halo clorótico alrededor de la mancha, por la difusión de la toxina.

CICLO BIOLÓGICO

En condiciones propicias de alta temperatura y humedad los ciclos son rápidos; en menos de 24 horas puede haber multiplicación geométrica.

Las bacterias se dispersan desde la superficie del tejido infectado, las llevan insectos, agua o viento, se pueden quedar en el suelo en forma de spora. La destrucción de los tejidos puede tardar pocos días o meses según la virulencia de las bacterias y las condiciones prevalecientes.

Es fácil determinar que una planta está enferma, comparándola con una planta sana.

MANEJO

La mejor estrategia es mantener la planta en condiciones que dificulten la supervivencia y desarrollo de las bacterias, la asepsia y aislamiento de las áreas de producción es importante; así como utilizar germoplasma y sustrato libre de ellas.

La remoción de hojas y varetas con síntomas debe ser una actividad rutinaria. También se sugiere minimizar la formación de láminas de agua sobre las hojas, ya que ellas requieren de dicha lámina para penetrar el tejido. También se conoce que las bacterias penetran por los estomas, los cuales se cierran durante la noche, se abren al amanecer, cerrándose nuevamente a medio día para volver abrir de 3 a 4 horas antes del anochecer; por lo tanto, se debe reducir, en lo posible, el riego cuando los estomas están abiertos.

Marchitamientos



Bacteria *Ralstonia solanacearum* en teca. A, B, C y E planta de vivero con síntomas, en C y E se muestra la mancha en las hojas. D esqueje con pudrición de bacterias y asociación del hongo *Curvularia*, casi siempre asociado.

1.21. Marchitamiento bacteriano en plantaciones por *Ralstonia solanacearum*

David Cibrián Tovar, Omar Alejandro Pérez Vera, Silvia Edith García Díaz y †Leopoldo Fucikovsky Zak

Esta bacteria tiene cinco razas y cinco biovares, cada uno con diferente severidad, distribución geográfica y rango de hospedantes. Algunos de los biovares están regulados por normas cuarentenarias en muchos países, incluyendo México. La agrupación a nivel infrasubespecífico en 5 razas y 5 biovares, se hace respectivamente con base en los hospedantes primariamente afectados (razas) y en su habilidad de utilizar y/o oxidar varios alcoholes, hexosas y disacáridos (biovares). En el ejemplo que se presenta, esta bacteria siempre estuvo asociada con el hongo *Curvularia pallescens*, por ello se hace una descripción conjunta

HOSPEDANTES

La bacteria *Ralstonia solanacearum* y el hongo *Curvularia pallescens*, son patógenos de varios cientos de especies de plantas en más de 50 familias. Entre los hospedantes están: cacahuate, papa, tomate, tabaco, plátano, además de árboles y arbustos de importancia económica. En teca y eucalipto se ha encontrado esta combinación que afecta planta en vivero y plantaciones.

DISTRIBUCIÓN

Campeche, Tabasco y Veracruz, probablemente en otros estados del país; de amplia distribución en el mundo, pero con diferentes biovares, algunos de gran importancia económica. El Biovar encontrado en Campeche, Tabasco y Veracruz corresponde al Biovar 4. *Tec-tona grandis* y *Eucalyptus urophylla*

IMPORTANCIA

Ambos patógenos causaron pérdidas de consideración en viveros de teca en Campeche y de eucaliptos de Veracruz, afectaron planta recién germinada y planta en desarrollo; la bacteria afectó varios ciclos de producción consecutivos con daños severos en algunas áreas. Los factores que propician el desarrollo de la

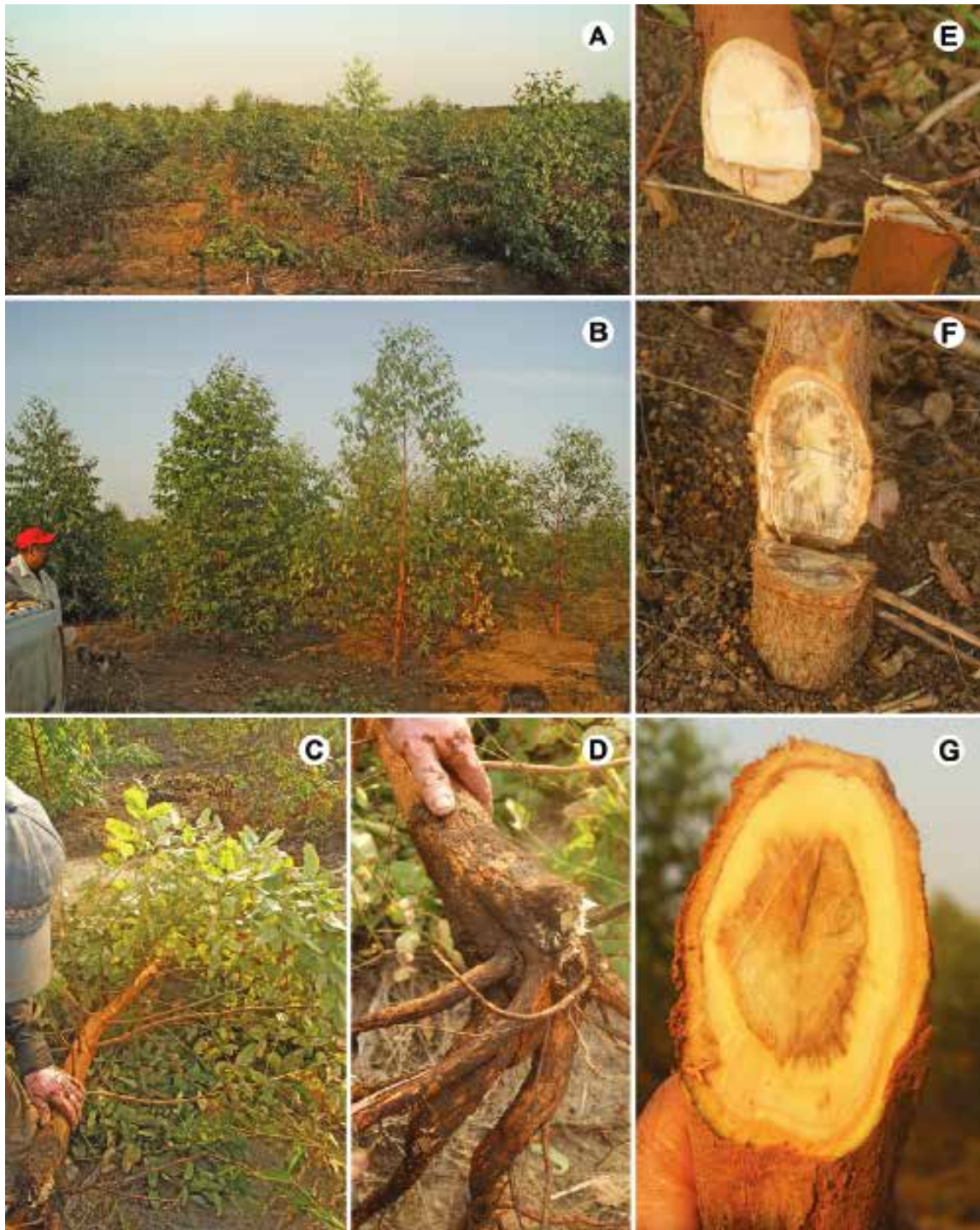
enfermedad son la existencia de alta humedad, así como un sombreado excesivo, falta de aireación debido a la acumulación de plantas y falta de limpieza del vivero en general.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. *Ralstonia solanacearum* es una bacteria gram-negativa, mide de 0.5-0.7 por 1.5–2.5 µm. Para lograr la identificación de la raza y biovar presente en los viveros de Campeche se hicieron las pruebas bioquímicas estándares, señaladas por Denny and Hayward (2001), los resultados fueron: positivo para la utilización de alcoholes como manitol, sorbitol y dulcitol, negativo en la oxidación de disacáridos como lactosa, maltosa y D (+) celobiosa, con lo que se determinó que pertenece al biovar cuatro, éste se asocia con la mora, en cuyo caso afecta el follaje de la planta. La bacteria fue sometida a la prueba de PCR para poder identificarla, después de realizar las secuencias se compararon con las reportadas en la base de datos del banco de genes del NCBI (National Center for Biotechnology Information; www.ncbi.nih.gov) con ello se determinó que se trataba de *Ralstonia solanacearum*. La bacteria encontrada mostró una patogenicidad reducida en cuanto se hicieron acciones de vigorización a la planta.

Síntomas en eucalipto. En plantaciones de 2 a 5 años de edad se presenta muerte descendente; el follaje de la punta de los árboles se torna clorótico y de tamaño reducido, posteriormente cae y la muerte descendente progresa hacia las partes medias y bajas de la copa, hasta que el árbol completo muere. Al hacer un corte de un árbol infectado se aprecia una mancha en el cilindro central del xilema, esta mancha es más clara que la que se asocia con los hongos del género *Botryosphaeria*. A los pocos minutos de hacer el corte se identifican flujos de color ámbar o amarillo claro, es savia con gran número de bacterias y permiten un diagnóstico rápido del patógeno.

Marchitamientos



Marchitamientos bacterianos por *Ralstonia solanacearum* en *Eucalyptus urophylla*. A y B árboles con síntomas, note la defoliación parcial. C árbol derribado para inspeccionar tronco y raíz. D raíz del árbol de C. E corte de un tronco sano, note el color uniforme del xilema. F y G corte de árboles infectados, en G es un árbol con síntomas iniciales; del corte se tienen flujos bacterianos en sobre la parte manchada.

Síntomas en teca. En los viveros, en planta recién germinada, la yema muere y las nuevas hojas muestran lesiones escamosas secas; en plantas desarrolladas se presentan hojas con necrosis de un 15 % hasta la totalidad de la superficie foliar dando un aspecto de tizón, al inicio se presenta una clorosis marginal en las hojas bajas, la cual es el síntoma más frecuentemente observado, luego, la caída de la hoja y finalmente, la muerte de la planta debido a la falta de follaje.

En plantaciones de 1 a 2 años de edad la bacteria logra infectar la planta; al hacer cortes en los troncos infectados se aprecia una mancha obvia en el centro, después de algunos minutos de los haces vasculares surgen agregados bacterianos en gotas de color café claro. En los tallos turgentes de las tecas se reconocen manchas necróticas profundas y húmedas.

En esta sintomatología también participa el hongo *Curvularia*, el cual se ha aislado de todas las muestras analizadas, este hongo desarrolla una sintomatología parecida a la que causa la bacteria.

CICLO BIOLÓGICO DE LA BACTERIA

Es un patógeno del suelo; la bacteria puede sobrevivir durante varios días o años en el agua y suelos húmedos. Puede ser llevada por insectos o en herramienta de trabajo y penetrar por las heridas en el tallo de los árboles. La di-

seminación de la bacteria es mayor cuando la planta se propaga vegetativamente en jardines clonales confinados en ambientes cerrados.

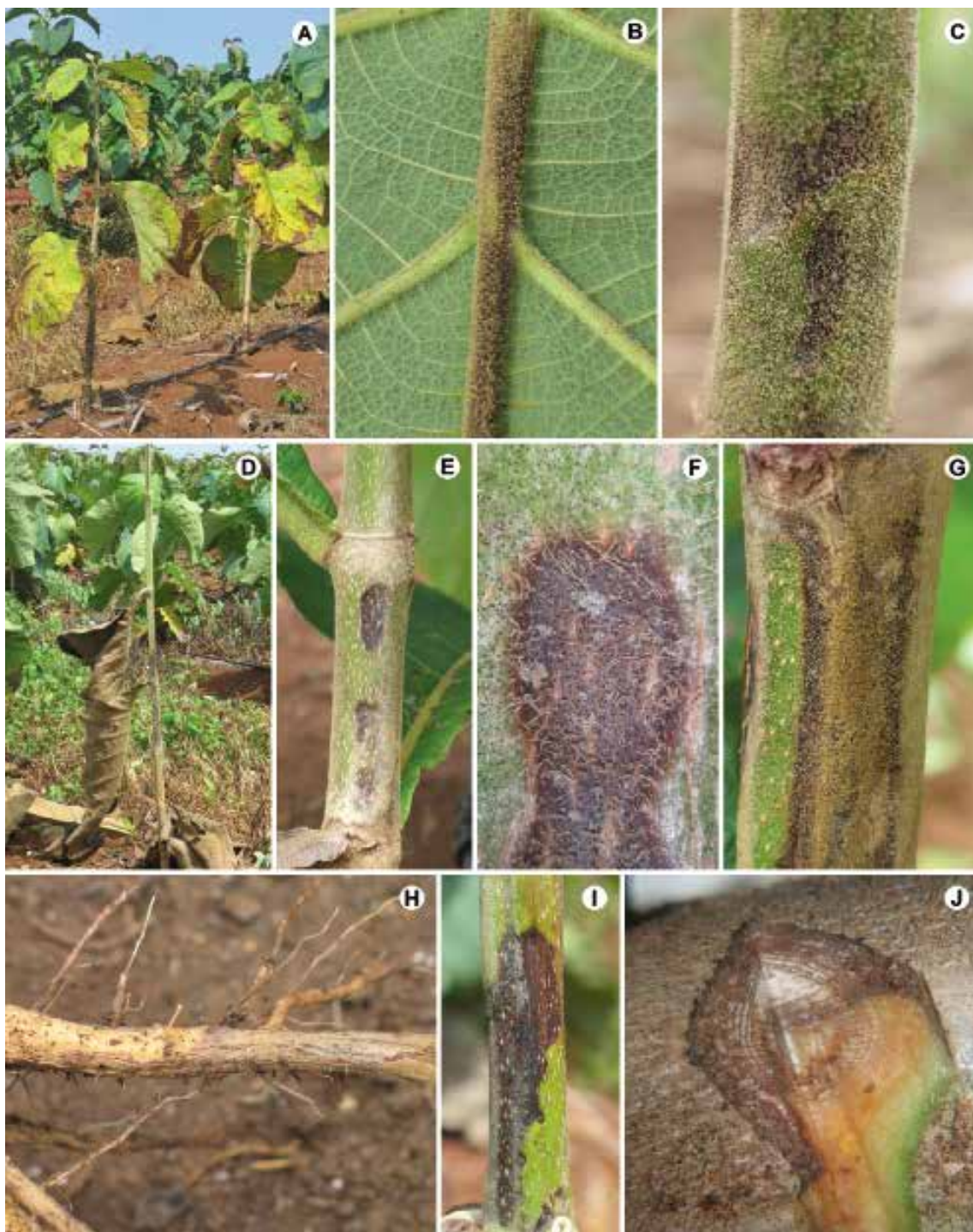
En medio de cultivo su óptimo crecimiento es en un rango de 30–32 °C. Las pruebas de patogenicidad de la bacteria y el hongo en planta de vivero se realizaron con aislamientos obtenidos en una plantación de teca; se observó que los síntomas son más severos en cuanto la bacteria *R. solanacearum* se inocula en combinación con el hongo *Curvularia pallescens*.

MANEJO

Considerando los factores que favorecen el desarrollo de esta enfermedad se sugiere reordenar la disposición de la planta en los contenedores, procurando aumentar la distancia entre plantas con el fin de favorecer la aireación, reducir los riegos, asegurar la limpieza general del vivero para reducir fuentes de inóculo y exponer a la luz solar la planta en desarrollo.

Para la desinfección de herramientas se recomienda el uso de un desinfectante como el Vanodine. El uso de bactericidas con base en estreptomicina y oxitetraciclina es apropiado, solo se sugiere hacer pruebas que detecten el nivel de resistencia, ya que esos productos intensamente utilizados en agricultura.

Marchitamientos



Marchitamiento bacteriano en teca. A árboles jóvenes con daños en hojas. B, C, D, E, F, G, I, y J árboles con síntomas, note la necrosis, siempre hundida. H raíz con síntomas necróticos, también hay manchados húmedos.

1.22. Flujo bacteriano en troncos de árboles vivos

HOSPEDANTES

En plantaciones comerciales se han identificado flujos en troncos vivos de *Acacia mangium*, *Eucalyptus nitens*, *Tectona grandis* y *Toona ciliata*. En ambientes templados se reconocen flujos bacterianos en *Abies*, *Acacia*, *Casuarina*, *Populus*, *Prosopis* y *Ulmus*.

DISTRIBUCIÓN

En *Eucalyptus nitens* de plantaciones de Michoacán; en *Acacia mangium* en plantaciones de Tabasco y Veracruz. En *Toona ciliata* en plantaciones de Veracruz y en *Tectona grandis* en plantaciones de Tabasco.

IMPORTANCIA

En las plantaciones de *Acacia mangium* los árboles con flujos son frecuentes, en las otras especies son raros. Las bacterias que generan estos flujos son anaeróbicas y viven profundamente dentro de la madera, la lesión que causan puede tener un impacto en la calidad de la trocería a cosechar. Las bacterias que ocasionan flujos generan una degradación enzimática de la madera pero inhiben el desarrollo de hongos pudridores

SINTOMATOLOGÍA

Signos. En la savia se desarrollan grandes cantidades de bacterias que fluyen al exterior; estas bacterias son anaeróbicas, pertenecen a varios géneros, los siguientes se han reportado en especies de ambientes templados y en los hospedantes mencionados; en los casos que ocurren en árboles tropicales no se tiene información sobre géneros y especies. *Methanobacter arbophilicum*

y *Corynebacterium humiferum* están asociadas con especies de *Populus*. En olmos existen dos especies de *Erwinia*: *E. cloacae* (= *E. nimipressuralis*) y *Pantoea agglomerans*; además, se ha reportado a *Bacillus megaterium*, *Pseudomonas fluorescens* y *Klebsiella oxytoca*.

Síntomas. Sobre los troncos se tienen manchas oscuras y escurrimientos de savia café oscuro, los cuales llegan a ser profusos. En *Acacia mangium* se forma un cancro longitudinal y de sus márgenes salen grandes cantidades de savia, con olores fétidos; este líquido atrae moscas saprófagas, cuyas larvas se alimentan de ese material. Los flujos se expelen desde cicatrices de poda de ramas, lo que indica que las bacterias pudieron entrar por allí, dichos flujos contienen alto contenido de sales de calcio y magnesio, su color mancha la madera.

CICLO BIOLÓGICO

Para algunas especies de este tipo de bacterias se conoce su ciclo, pueden ser llevadas por insectos, gotas de agua o herramientas de poda. Las bacterias dentro de la madera aumentan el pH de la misma y liberan gas, el cual se acumula hasta que por su alta presión fractura la madera y se expele al exterior; las bacterias pueden vivir por varios años dentro de la madera y continuamente emitirán flujos.

MANEJO

Solo se sugiere eliminar los árboles infectados durante los aclareos de cultivo. Se recomienda proteger las heridas realizadas durante la poda mediante la aplicación de una mezcla en agua de oxitetraciclina más tetracloruro de cobre, se puede aplicar con brocha.



Flujos bacterianos en troncos vivos. A, B, C, D y E plantación de *Eucalyptus nitens*, varios de los árboles con flujos, tienen mal olor y cristalizan después de estar expuestos al ambiente por algunos días. F corte de un tronco y exposición de la madera infectada, tiene apariencia húmeda y está manchada.

1.23. Escoba de bruja posiblemente por fitoplasmas

HOSPEDANTES

Eucalyptus camaldulensis, *E. tereticornis*, *E. urophylla*. Para el género *Eucalyptus* se conocen tres fitoplasmas y todos ellos forman escobas de bruja.

DISTRIBUCIÓN

Nayarit, Tabasco y Veracruz. En Italia y África se han registrado fitoplasmas en eucaliptos

IMPORTANCIA

Las enfermedades causadas por fitoplasmas en eucalipto son conocidas en diferentes partes del mundo, no se les da gran importancia, ya que solo infectan a una proporción baja de hospedantes. En el caso de las plantaciones visitadas se tuvieron incidencias muy bajas, por lo que se consideraron de poca importancia actual. Cuando se realice la selección de clones se debe tener cuidado en evitar seleccionar a individuos que tengan este problema.

SÍNTOMAS

Signos. Se observaron árboles de *E. camaldulensis* que tuvieron escobas de bruja en las puntas, es decir hubo un crecimiento desordenado de brotes, los cuales tuvieron un desarrollo atrofiado y múltiples yemas axilares; el follaje que portaron fue de tamaño reducido, casi de la mitad del follaje normal, los brotes murieron de la parte apical hacia la parte basal.

Síntomas. Por lo que se pudo observar, se concluyó que el síntoma de escoba de bruja ocurrido en diferentes periodos de tiempo y ocasionó la deformación del fuste. Existieron escobas de diferentes tamaños, las más grandes alcanzaron 50 cm de altura. Con el tiempo todas las ramas afectadas mueren.

PATOGENICIDAD

Por la bibliografía se determinó que el posible agente causal de esta enfermedad corresponde a un fitoplasma, es un microorganismo que pertenece a los llamados Mollicutes, es decir, organismos que se relacionan con las bacterias, pero carecen de pared celular; no se conoce la forma de cultivarlos in vitro. También son similares a los llamados micoplasmas, pero de nueva cuenta, los verdaderos micoplasmas se pueden cultivar in vitro. Por lo anterior, a estos organismos se les llama fitoplasmas y carecen de nombre en latín; son parásitos obligados que únicamente se encuentran en las células de los vasos conductores de las plantas. Para su determinación se requiere del uso de microscopio electrónico. Sus células varían de forma esférica a filamentos ramificados.

CICLO BIOLÓGICO

Para otras enfermedades causadas por fitoplasmas se conoce que las chicharritas son vectores importantes, también la planta parásita conocida como cúscuta es portadora de estos microorganismos. Una vez dentro de la planta son fácilmente translocados por los conductos que llevan productos fotosintéticos hacia diferentes partes, tanto de la copa como de la raíz. La reproducción de estos patógenos se da por fisión celular simple. Los fitoplasmas solo colonizan el floema de las plantas.

MANEJO

Se recomienda la remoción de árboles afectados por escoba de bruja.

Marchitamientos



Sobrebrotamiento de follaje por fitoplasmas en *Eucalyptus urophylla*. A, B y C las hojas deformadas se tornan cloróticas y mueren posteriormente.

1.24. Declinación de la melina por problemas de drenaje

David Cibrián Tovar y Dionicio Alvarado Rosales

DISTRIBUCIÓN

En Campeche, Tabasco y Veracruz, siempre en plantaciones establecidas en suelos inundables y con baja permeabilidad.

IMPORTANCIA

Es un problema de gran importancia en el tipo de suelos mencionado. Los árboles afectados rápidamente son colonizados por patógenos oportunistas como hongos del género *Botryosphaeria* o del género *Phytophthora*.

DIAGNOSIS

Alvarado Rosales (2007) describe aspectos básicos sobre la diagnosis y el mecanismo de daño que ocurre en árboles establecidos en suelos inundables. Las raíces de los árboles requieren de oxígeno para respirar así como de agua y van a buscarlo en el horizonte de suelo que mejor provea estas dos necesidades. Un exceso de agua es desfavorable a los árboles debido a que los estimula a un desarrollo excesivo de tejido succulento, las raíces de agua, el cual es más fácil de ser invadido por hongos parásitos y más susceptibles a las temperaturas extremas. Las raíces deben obtener el oxígeno de los poros que se encuentran en el suelo, y dado que muchos árboles no pueden obtener suficiente oxígeno del agua, un suelo saturado causa la muerte de raíces por asfixia. Además de un decremento de oxígeno, los niveles de dióxido de carbono se incrementan y la permeabilidad de las membranas celulares se reduce. También, algunas poblaciones de microorganismos anaeróbicos se incrementan rápidamente y pueden causar la acumulación de materiales tóxicos como son los nitritos.

SINTOMATOLOGÍA

Síntomas. En melina los síntomas iniciales más característicos son la presencia de cloro-

sis, enseguida la hoja adquiere una coloración café-rojiza y finalmente se desprende. Este problema se presenta principalmente en las partes bajas que carecen de drenaje o cuando se presentan precipitaciones extraordinarias. En los suelos que tuvieron con fuertes anegamientos en el año anterior, se observa, en los primeros meses del año, el impacto del suelo anegado en el vigor de la planta. Los árboles que estuvieron en el suelo anegado tuvieron una clorosis marcada y un tamaño menor a los que estuvieron en la parte alta de la pendiente. En esos meses también se nota el suelo estuvo fracturado por la sequía, las fracturas son anchas y pueden causar la ruptura de raíces.

MECANISMO DE DAÑO

Se han propuesto dos teorías para explicar el mecanismo del daño por exceso de agua. La más vieja sugiere la acumulación de materiales tóxicos en suelos inundados. La proliferación de microorganismos anaeróbicos puede resultar en fermentaciones que producen ácidos orgánicos volátiles, los cuales pueden ocasionar daño a las raíces absorbentes. La otra hipótesis se refiere a la aireación del suelo. Bajo condiciones de pobre aireación (condición prevalente en suelos inundados), el oxígeno no alcanza las raíces y el dióxido de carbono no se difunde hacia fuera. Como resultado, los niveles de oxígeno disminuyen y el dióxido de carbono se incrementa.

MANEJO

Selección de los sitios a plantar, evitar suelos pesados y áreas que retienen alta cantidad de agua. En aquellas áreas donde las inundaciones son frecuentes, se debe dar prioridad a la selección de especies resistentes. Otra de las medidas es llevar a cabo acciones tendientes a mejorar el drenaje de esas áreas en lugar de esperar a que se evapore el agua.

Ref. bibliográfica: 2, 246.

Marchitamientos



Declinación en melina por estar en sitios anegables. A, B, C y D aspectos de declinación; en note los brotes epicórmicos y el tamaño pequeño de las hojas; en C se aprecia una coloración oscura de la corteza que está por arriba de los brotes epicórmicos; en D se muestra el suelo anegado. E raíces de agua, típicas de un suelo anegado.

1.25. Muérdago o injerto *Struthanthus* sp.

Las plantas parásitas de este género son numerosas, con aproximadamente 159 especies. En México se citan 18 especies, la mayoría en Chiapas, de donde se registran 13 especies. En la región de Veracruz, Tabasco y Campeche, donde se ubican las principales plantaciones comerciales de México se tienen registros de *Struthanthus cassythoides*, *S. deppeanus*, *S. quercicola* y *S. orbicularis*.

HOSPEDANTES

Las especies de este género infectan a gran número de hospedantes, principalmente en el trópico americano. En las plantaciones comerciales se han encontrado especies de *Struthanthus* en *Cedrela odorata*, *Tabebuia* spp. y *Tectona grandis*.

DISTRIBUCIÓN

Amplia distribución en México, tanto en ambientes templados como tropicales, una especie que infecta teca, *S. cassythoides*, se distribuye en Campeche, Hidalgo, Puebla, Tabasco y Veracruz; otra que afecta cedro rojo está en Hidalgo, Puebla, Tabasco y Veracruz

IMPORTANCIA

Es moderada, pero existe la posibilidad de que la severidad de las infecciones se incremente significativamente.

SINTOMATOLOGÍA

Signos. Las plantas parásitas de este género se identifican fácilmente por su hábito de formar raíces epicorticales y ramificación bejucosa. Son plantas generalmente arbustivas, hemiparásitas de árboles y arbustos. Presentan raíces epicorticales, las cuales recorren la superficie del tejido del hospedante y forman una intermitente conexión haustorial entre las ramas. Los haustorios típicamente son largos. Las hojas son simples o alternas, bien desarro-

lladas, opuestas; hojas delgadas, gruesas o planas, casi suculentas, glabras; ramas cilíndricas o comprimidas; inflorescencia indeterminada, flores pequeñas en espigas, racimos o corimbos. Generalmente, el fruto es una baya o drupa con una semilla, la cual está envuelta con una capa viscosa, el cálculo solo en ocasiones es persistente en la parte superior del fruto. La especie *S. cassythoides* se caracteriza como sigue: plantas delgadas, escandentes, volubles, con los tallos teretes. Hojas opuestas pero con frecuencia irregulares, dando la apariencia de ser alternas, especialmente en los brotes vigorosos, delgadas, hasta 4 cm de largo y 1.5 cm de ancho, ápice redondeado a casi agudo, base aguda; pecíolos 12 mm de largo, delgados. Inflorescencias delicadas, generalmente cortas, con frecuencia tienen menos de 1 cm de largo.

Síntomas. Las ramas donde están las plantas parásitas tienen menor tasa de crecimiento y follaje reducido en tamaño. Por la cobertura de copa se tiene un efecto de sombreado que impide absorción de luz y por lo tanto afectación a la tasa fotosintética.

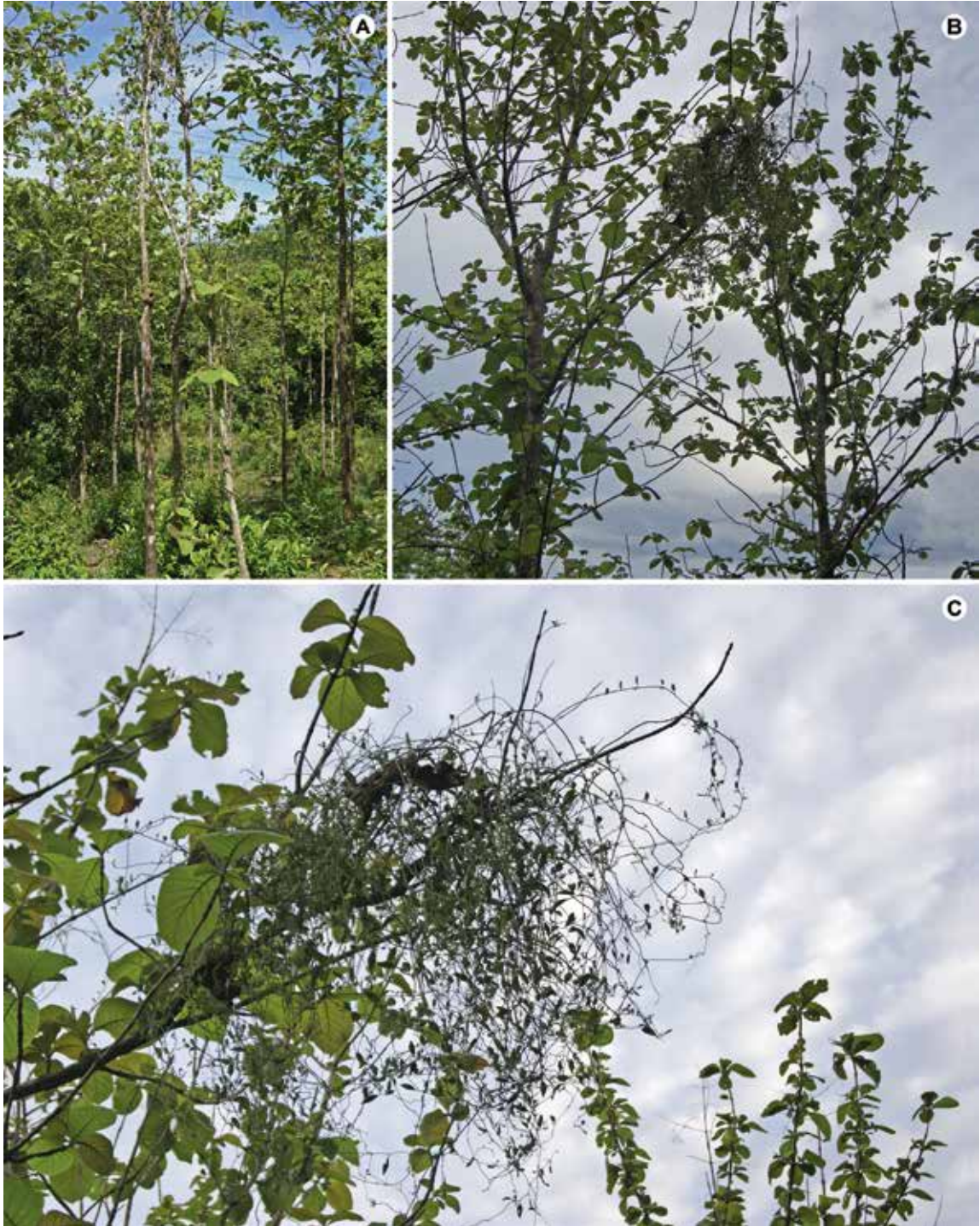
CICLO BIOLÓGICO

Es una planta hemiparásita, su sistema endofítico provee de alimento a la parte aérea, la cual tiene hojas, flores y frutos; el fruto es consumido por las aves, pero la semilla pasa intacta al tracto digestivo y al caer sobre una rama en otro árbol puede seguir su ciclo. El sistema endofítico se va desarrollando conforme los nuevos brotes van tocando nuevas ramillas.

MANEJO

No se recomiendan acciones de manejo para esta planta; aunque en otras especies de árboles, especialmente los cítricos, se requiere de poda continua para evitar reducción en cosecha de frutos.

Plantas parásitas



Plantas parásitas en teca, *Struthanthus* sp. A, B y C acercamientos de una planta parásita.

2.1. Chicharritas de follaje y brotes, Cicadellidae.

HOSPEDANTES

Cedrela odorata, *Eucaliptus grandis*, *E. tereticornis*, *E. urophylla*, *Gmelina arborea*, *Tabebuia* spp., gran número de plantas herbáceas, arbustivas y forestales.

DISTRIBUCIÓN

A nivel nacional en todos los ambientes tanto templados como tropicales, en éstos últimos con gran diversidad de especies.

IMPORTANCIA

En cultivos agrícolas se le asigna gran importancia económica al grupo, por su capacidad de transmisión de virus y fitoplasmas. En eucaliptos no se ha logrado detectar su capacidad como vector de estos organismos, los daños directos que causan por succionar savia y ovipositar en ramillas son ligeros.

DESCRIPCIÓN

Estos insectos llamados cicadélidos o chicharritas son de forma alargada y miden entre 3 y 15 mm de longitud. Los adultos y ninfas tienen antenas cortas, con forma de seta; los adultos tienen una o más hileras de espinas en las tibias de sus patas posteriores. Son abundantes en especies con aproximadamente 50 subfamilias. En las plantaciones de eucalipto de Veracruz y Tabasco existe una especie no identificada, cuyos adultos miden 13 mm de longitud; de color café rojizo con una franja ventrolateral de color blanco amarillento. Huevecillos oval alargados, fusiformes en un extremo y el otro redondeado; miden de 2 a 2.5 mm de

longitud. La ninfa madura es de color gris, con vetas más claras. Son chicharritas de tamaño medio que miden más de un centímetro de longitud. Los adultos generalmente se encuentran posados en los brotes o tallos tiernos de eucaliptos. Son muy activos y se mueven rápidamente en la ramilla cuando son molestados.

CICLO BIOLÓGICO

Se desconocen varios aspectos de su ciclo, pero por el grupo al que pertenecen pueden tener de una a tres generaciones por año. Las hembras adultas introducen su ovipositor en las ramas tiernas de eucalipto y melina, los huevecillos se han detectado en julio, pero seguramente los ciclos ocurren ininterrumpidamente; las ninfas se alimentan succionando la savia de los brotes.

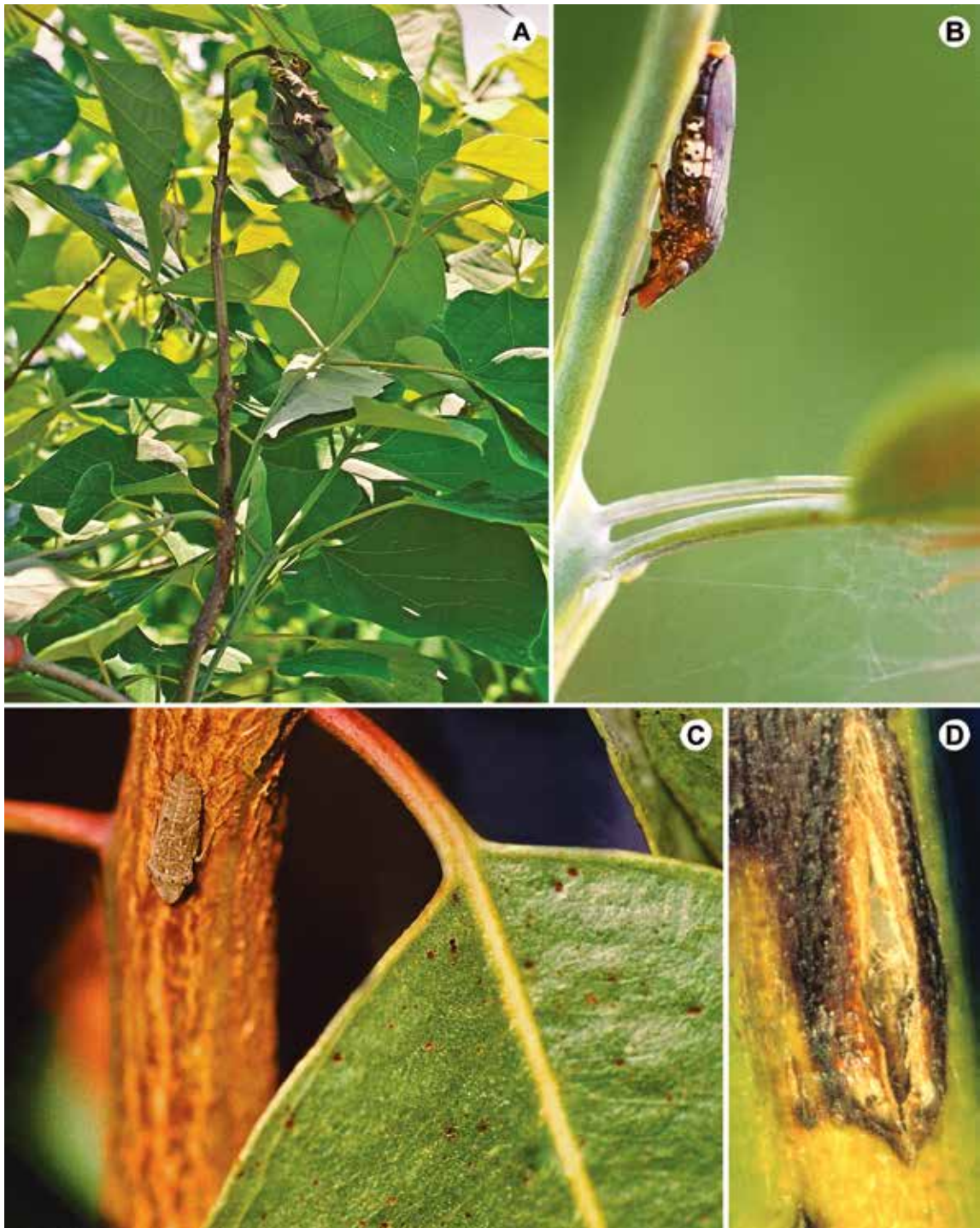
DAÑOS

Los adultos son chupadores de savia en hojas, tallos tiernos y brotes, causando un debilitamiento a la planta y reducción en su crecimiento. En melina las hembras adultas causan muerte de ramillas tiernas, debido que al momento de ovipositar producen heridas que matan las células y permiten la introducción de hongos. En eucaliptos una especie aún no identificada hace su oviposición a manera de X en la corteza de árboles jóvenes.

MANEJO

No se requiere. Sin embargo, es conveniente evaluar con mayor detalle la relación de las enfermedades virales con estas chicharritas.

Insectos chupadores de savia



Chicharritas del follaje y brotes. Son insectos que se alimentan de savia. **A** brote muerto con lesiones en la parte media. **B** adulto. **C** ninfa. **D** lesión de oviposición.

2.2. Mosquita blanca, *Aleurodicus dispersus*

Francisco Sánchez Ramayo y David Cibrián Tovar

HOSPEDANTES

Tectona grandis y más de doscientos hospedantes, muchos de importancia agrícola y frutícola.

DISTRIBUCIÓN

Es originaria de América, donde se distribuye en México, El Caribe, Centro y Sudamérica. Ha sido introducida accidentalmente en muchos países de Asia, de algunos países de África y Oceanía. En Europa se restringe a España y Portugal. En México se registra de Campeche, Tabasco, Veracruz y Yucatán.

IMPORTANCIA

Se reconoce como plaga en la agricultura, principalmente en cítricos, tomate, mango, aguacate, etc. En teca se registra de la India. En las plantaciones del sureste mexicano las infestaciones son importantes.

DESCRIPCIÓN

Los huevos son lisos, amarillos, elípticos, de 0.3 mm de longitud, tienen un pedicelo corto que está insertado en el tejido vegetal, generalmente en el envés de las hojas, y casi siempre en los estomas. Existen cuatro instares, los primeros tres se alimentan de la planta, mientras que el cuarto es la pupa de ambos sexos, esta pupa es el estado más útil para la identificación de la especie; tienen un orificio vasiforme, el cual abre por la parte dorsal del abdomen y es característico de los aleirodidos. Las ninfas de primer instar son caminadoras, tienen patas y antenas funcionales, los siguientes instares son sésiles, con patas y antenas atrofiadas; la ninfa de tercer instar se reconoce por que en los laterales del cuerpo existen proyecciones cerosas en forma de rodillo, las cuales están uniformemente espaciadas. Las pupas tienen el cuerpo cubierto por cera en forma de hilos; un par de poros cefálicos y tres abdominales; de todos, salen cordones o

rodillos cerosos, de hasta 8 mm de longitud; las pupas son ovales incoloras o amarillas, de 1 mm de longitud por 0.75 mm de ancho. Los adultos son blancos, de 2-3 mm de longitud, cubiertos por polvo ceroso blanquecino, ambos sexos alados, con dos manchas negras características en las alas anteriores.

CICLO BIOLÓGICO

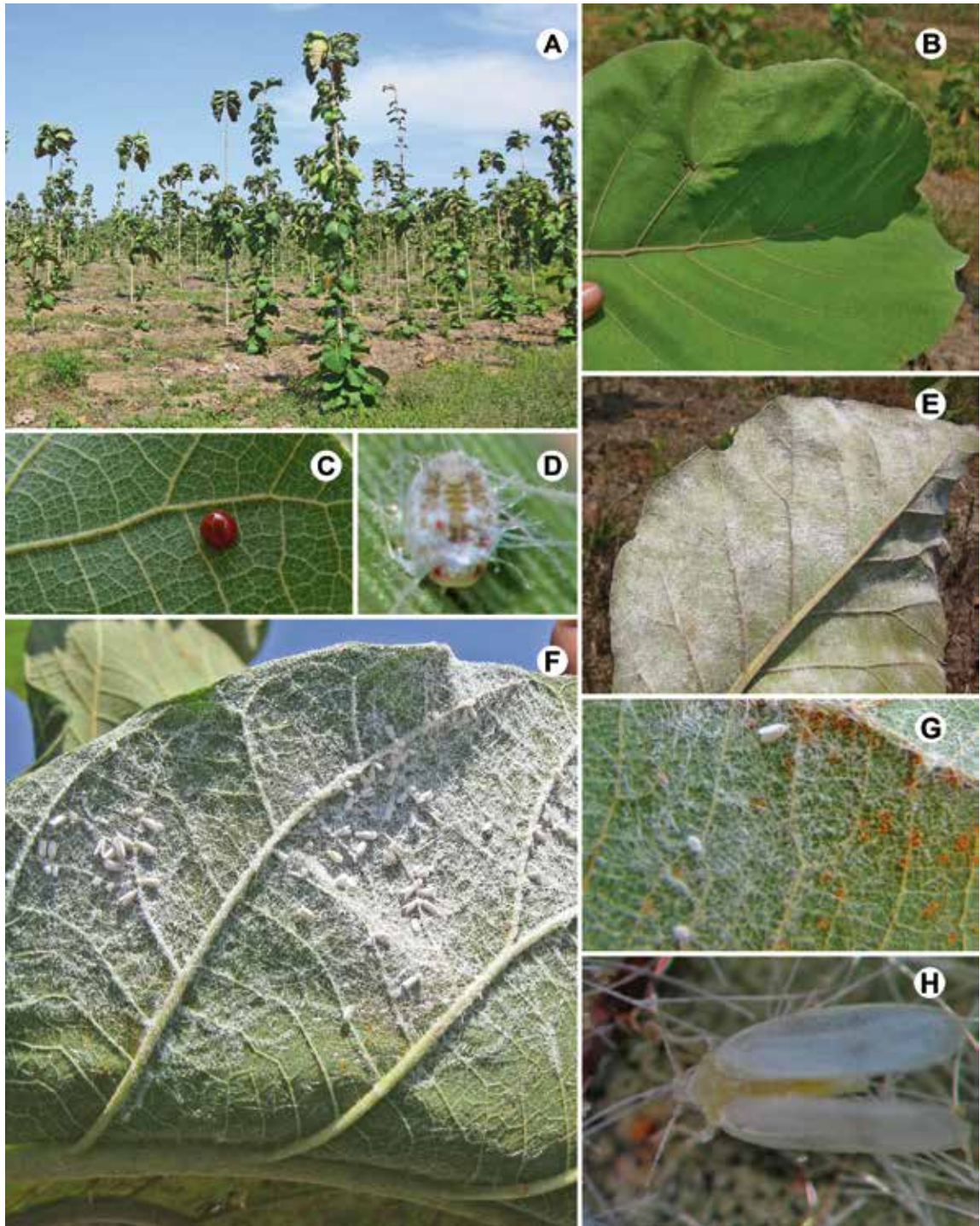
Las hembras depositan de 14 a 26 huevos en una espiral de cera blanca, similar a como lo hacen otras mosquitas blancas. Los huevos permanecen por 7-10 días y el periodo ninfal transcurre entre 22 a 47 días. La mortalidad de ninfas y adultos ocurre cuando las temperaturas sobrepasan los 40°C. En los meses de noviembre a abril del año siguiente ocurren las principales infestaciones, siendo abril el mes con mayor presencia del insecto. Durante la temporada de lluvias la población desciende hasta ser poco obvia.

DAÑOS

La alimentación de ninfas y adultos genera lesiones en las hojas y la emisión masiva de mielecilla permite el desarrollo de fumaginas.

MANEJO

Solo en viveros se sugiere su control con insecticidas sistémicos del tipo espirotetramat, los cuales se mueven por xilema y floema. El uso de hongos entomopatógenos puede ser útil cuando las condiciones climáticas de alta humedad lo permitan. Los enemigos naturales, principalmente el depredador *Nephaspis oculatus* y la avispa parasitoide *Encarsia haitiensis* se han utilizado como agentes de control biológico en varios países, en los cuales el insecto ha sido introducido. Primero se liberan los depredadores para luego mantener poblaciones reducidas de mosquita blanca mediante la acción del parasitoide. En México se han registrado especies de *Encarsia* en las plantaciones de teca.



Mosquita blanca *Aleurodicus dispersus*. A plantación de teca con infestación en las hojas. B haz de una hoja con ataques, C coccinelido depredador de ninfas. D pupa. E hoja, vista por el envés, con infestación activa. F, G y H adultos, en H se muestra un acercamiento del adulto.

2.3. Psílido harinoso del cedro y la caoba, *Mastigimas prob. schwarsii*

HOSPEDANTES

Cedrela odorata, *Swietenia humilis* y *S. macrophylla*.

DISTRIBUCIÓN

Campeche, Chiapas, Hidalgo, Jalisco, Oaxaca, Puebla, Quintana Roo, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán. También está presente en América Central.

IMPORTANCIA

Llegan a ser de importancia en los viveros y en las plantaciones jóvenes de ambos hospedantes. Se tienen registros de infestaciones severas en los estados de Campeche, Tamaulipas y Veracruz, en algunos lugares, las infestaciones rebasan en importancia a las del barrenador *Hypsipyla grandella*. Es uno de los insectos que se debe monitorear en las plantaciones jóvenes y en los viveros.

DESCRIPCIÓN

En el follaje recién formado y en los brotes turgentes de la punta del árbol o de las ramas, se encuentran las ninfas y los adultos de estos insectos. Los adultos, hembras y machos, son de tamaño pequeño, apenas alcanzan 3 mm de longitud; son insectos de vuelo rápido, sus alas son traslúcidas con venación reducida; el cuerpo es café verdoso y está cubierto con polvo ceroso de color blanco. Las patas están bien desarrolladas y están adaptadas para saltar, por ello en cuanto se sienten perturbados brincan con facilidad. Los huevecillos son ovales, brillantes, alargados, la hembra los inserta en el tejido succulento del brote terminal de ramas. Las ninfas de todos los instares están cubiertas con hilos cerosos de color blanco, estos hilos pueden ser gruesos y tomar la forma de rizo. Las ninfas maduras miden con su cubierta de cera hasta 5 mm de diámetro.

CICLO BIOLÓGICO

Se presentan varias generaciones por año, no se conoce con precisión la duración del ciclo, pero se

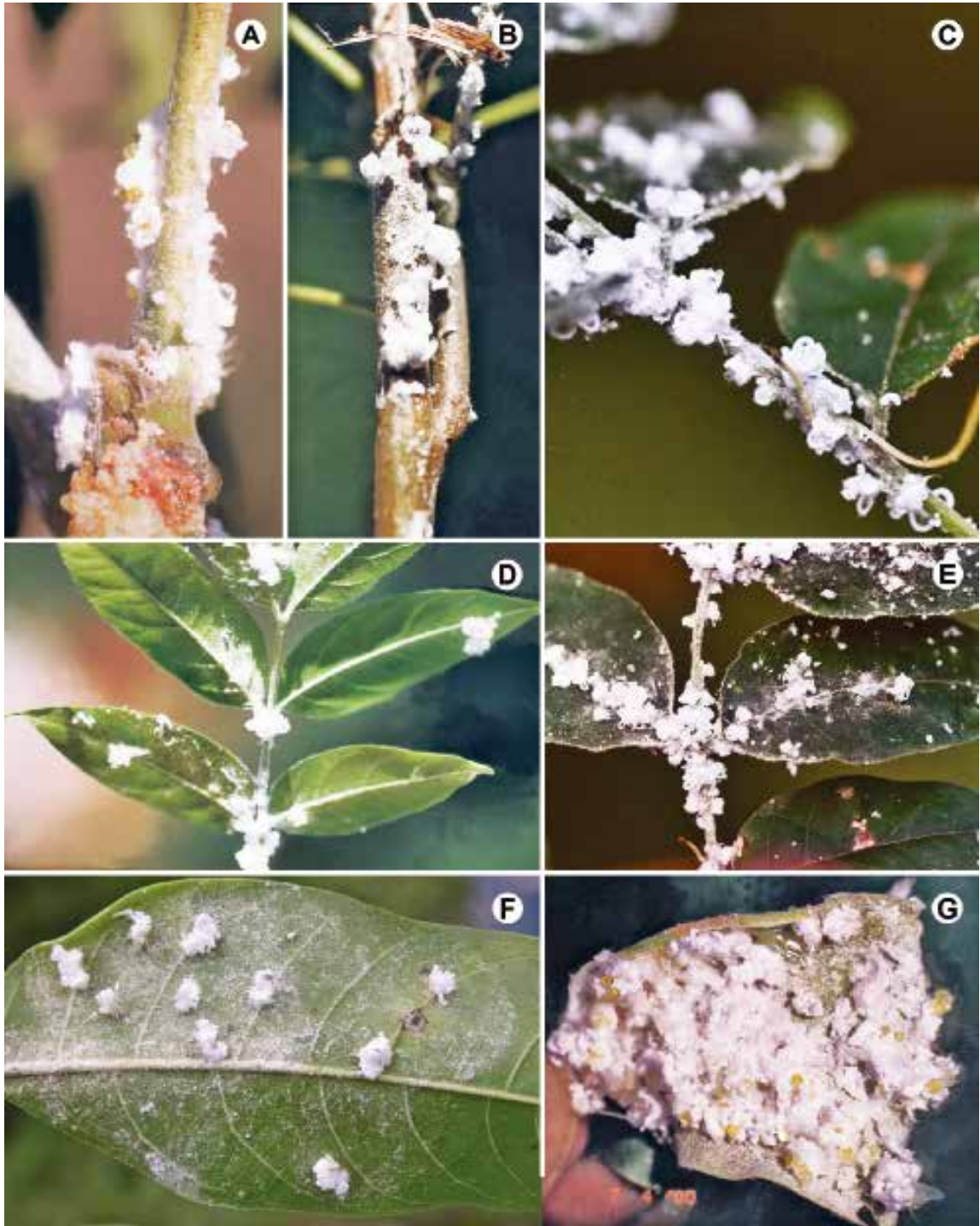
estima que requiere de pocas semanas, apenas de 3 a 5, existe sobreposición de los estados de desarrollo y en cualquier fecha del año es posible encontrar adultos y los diferentes instares ninfales. Éste es un insecto nativo de México, de tal forma que existen enemigos naturales establecidos y que regulan la población.

DAÑOS

Los adultos y las ninfas se alimentan de la savia de hojas y brotes, causan el arriscamiento y caída prematura de las hojas, los brotes infestados reducen su tasa de crecimiento y pueden morir. Con el aparato bucal hacen punturas en las hojas y extraen la savia del floema, no toda la savia es utilizada como alimento, los excedentes los expulsan del cuerpo y forman una mielecilla que cubre las hojas, la cual es colonizada por hongos del tipo fumagina, éstos tienen micelio oscuro y le dan a las hojas una apariencia sucia, negruzca. Las puntuaciones de alimentación generan puntos necróticos en el tejido vegetal y además son vía de entrada a patógenos, principalmente hongos oportunistas. Las plantas afectadas se reconocen desde lejos por sus hojas agregadas, arriscadas y oscuras por la fumagina que las cubre, al voltear estas hojas es fácil descubrir a los insectos.

MANEJO

En las plantaciones se pueden tolerar infestaciones ligeras, como es un insecto nativo es posible que los enemigos naturales locales lo controlen a niveles aceptables; sin embargo, cuando existen infestaciones severas y se justifica el control químico, entonces se sugiere el uso de insecticidas sistémicos como espirotetramat, imidacloprid o avermectina, se pueden mezclar con aceites minerales ligeros (de verano), los cuales facilitan el contacto del insecticida con el cuerpo del insecto. El uso de hongos entomopatógenos también puede ser una solución, se sugiere la aplicación de *Metarhizium anisopliae*, *Beauveria bassiana*.



Piojo harinoso del cedro y la caoba, *Mastigimas prob. schwarsii*. A, B, C, D, E, F y G agregación de ninfas, en C se observan ninfas individuales caminando sobre la ramilla, siempre están cubiertas de hilos cerosos; en G se muestra una severa infestación en hojas, llegan a matar puntas y ramillas.

2.4. Conchuela del eucalipto, *Glycaspis brimblecombei*

HOSPEDANTES

En México se ha recolectado en follaje de *Eucalyptus camaldulensis*, *E. macrocarpa*, *E. rudis* y *E. tereticornis*.

DISTRIBUCIÓN

La conchuela del eucalipto es un insecto originario del sur de Australia, en donde infesta más de 15 especies de eucaliptos y no se reporta como especie de importancia económica. En Estados Unidos se registró por primera vez en 1998, en árboles urbanos de la ciudad de Los Ángeles, California; en pocos meses se distribuyó en todo el estado. En México se reconocieron las primeras infestaciones en junio de 2000, en Zapo pan, Jalisco y ya para septiembre de ese mismo año se tuvieron infestaciones severas en varias partes de la ciudad de Guadalajara y zona conurbada. Se dispersó con rapidez, en 2001 se estableció en 18 Estados, desde Baja California hasta Chiapas; pero se identificó que no puede colonizar las regiones tropicales donde se alcancen más de 40 grados centígrados; desde su introducción, hasta 2013 nunca pudo colonizar las plantaciones tropicales del sur de Veracruz, Oaxaca y Tabasco.

IMPORTANCIA

En las plantaciones comerciales solo atacará árboles que estén en altitudes mayores a 1500 msnm, y deben ser eucaliptos rojos, por ejemplo, *E. camaldulensis*.

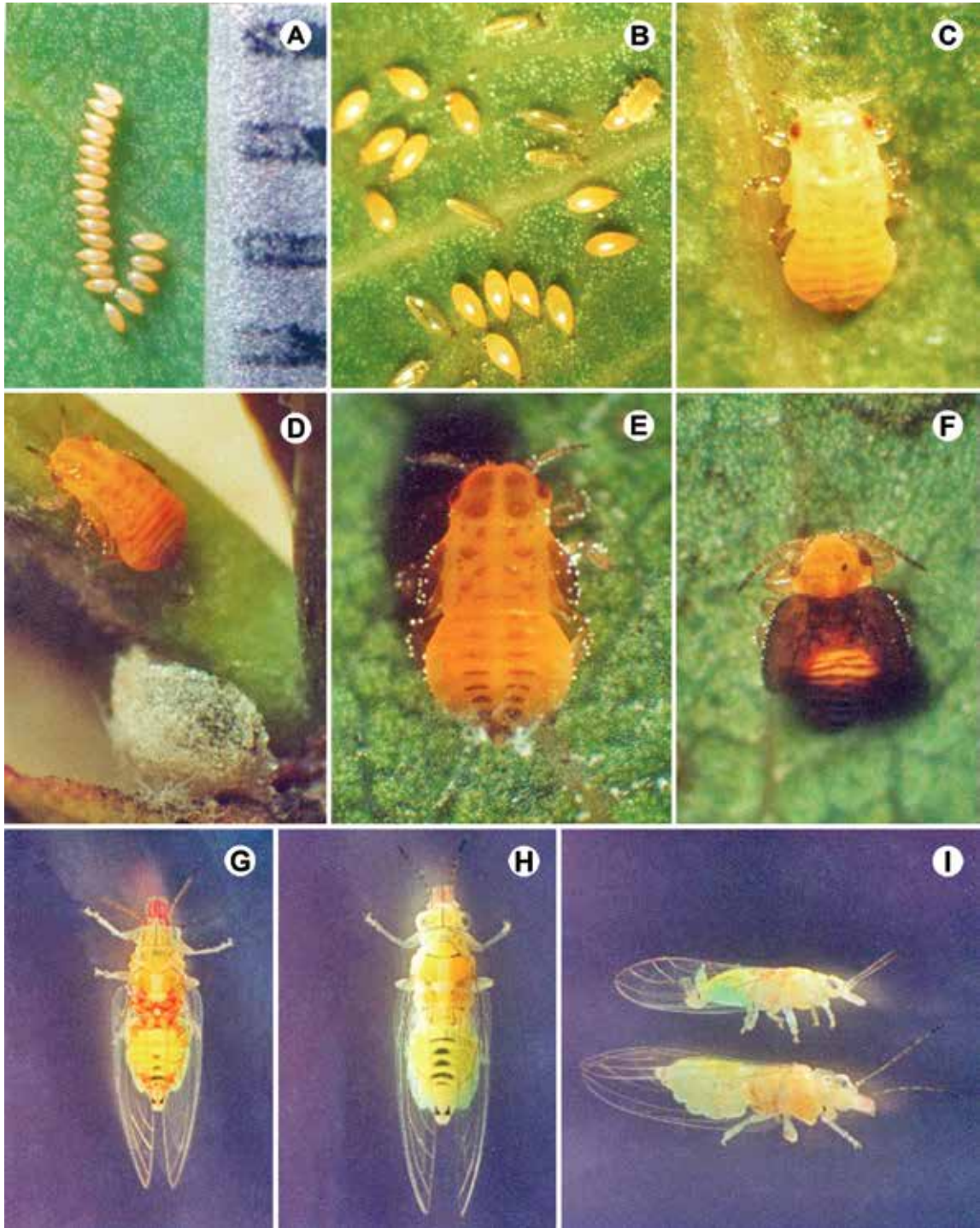
DESCRIPCIÓN

Los adultos de la conchuela presentan dimorfismo sexual, las hembras son ligeramente más grandes que los machos; miden entre 2.5 y 3.1 mm de longitud, sus cuerpos son delgados, presentan color verde claro, con manchas anaranjadas y amarillas, sus alas son transparentes que usualmente se sostienen como cubierta sobre su abdomen. Los adultos de esta especie se diferencian de otros psílicos en que tienen pro-

yecciones frontales relativamente largas sobre su cabeza debajo de cada ojo. Durante su estadio de ninfa este psílico forma una cubierta protectora llamada “conchuela” o “escama” (lerp). Estas cubiertas escamosas están compuestas principalmente de una secreción dulce cristalizada y en este caso, en capas ensambladas hemisféricas de color blanco que se asemeja a una escama con escasas proyecciones a manera de hilos de azúcar, llegan a medir 3.1 mm de diámetro y 3.1 mm de alto. Por debajo de la escama se encuentran las ninfas que son de color amarillo cafésoso y se observan similares a los áfidos ápteros, el tórax es anaranjado y los rudimentos alares gris oscuro. El desarrollo de las ninfas se realiza dentro de la escama hasta que emergen los adultos; machos y hembras son alados y pueden volar al ser arrastrados por el viento.

CICLO BIOLÓGICO

Las hembras ovipositan en hileras o en grupos de huevecillos color amarillo verdoso en las hojas o brotes tiernos, pero en infestaciones severas se desarrollan en hojas jóvenes y maduras. De los huevos emergen las ninfas jóvenes que excretan mielecilla por la parte posterior del abdomen y forman una cubierta en forma de concha. Las ninfas maduras están cubiertas con la concha de color blanco o gris debido a la fumagina, la cual es un hongo que se desarrolla sobre la superficie de las hojas. Como otros psílicos, estos organismos tienen una metamorfosis gradual la cual incluye el huevo, cinco estadios ninfales y el adulto. Las ninfas pasan su desarrollo cubiertas por la concha de azúcar cristalizada hasta que llegan a adultos. Las hembras prefieren colocar sus huevos en hojas succulentas y brotes jóvenes, por lo que la población se incrementa al producirse el crecimiento nuevo de la planta. Sin embargo, todos los estadios del ciclo biológico de los psílicos pueden ocurrir tanto en el follaje joven como maduro. Ninfas jóvenes pueden ser observadas excretando sustancias cristalinas y gelatinosas por la parte posterior



Psilido o conchuela del eucalipto *Glycaspis brimblecombei*. A y B huevos. C, D, E y F ninfas, sucesivamente de segundo a quinto ínstar. G, H e I adultos; en I se muestra macho y hembra, siendo el macho el mostrado en la parte superior.

de su cuerpo. Las ninfas maduras se encuentran escondidas debajo de su escama. Cuando las ninfas han completado su desarrollo, los adultos alados dejan la concha protectora y vuelan a nuevas hojas en los árboles de eucalipto para copular, se alimentan chupando savia; en poco tiempo comienzan a depositar huevecillos. En Australia presenta de dos a cuatro generaciones por año. En México el número de generaciones es mayor, especialmente durante los meses secos y cálidos de la primavera y verano. En la mayoría de las regiones del altiplano, fue posible constatar que de enero a diciembre existen todos los estados de desarrollo, en donde el invierno es benigno los insectos están activos todo el tiempo.

DAÑOS

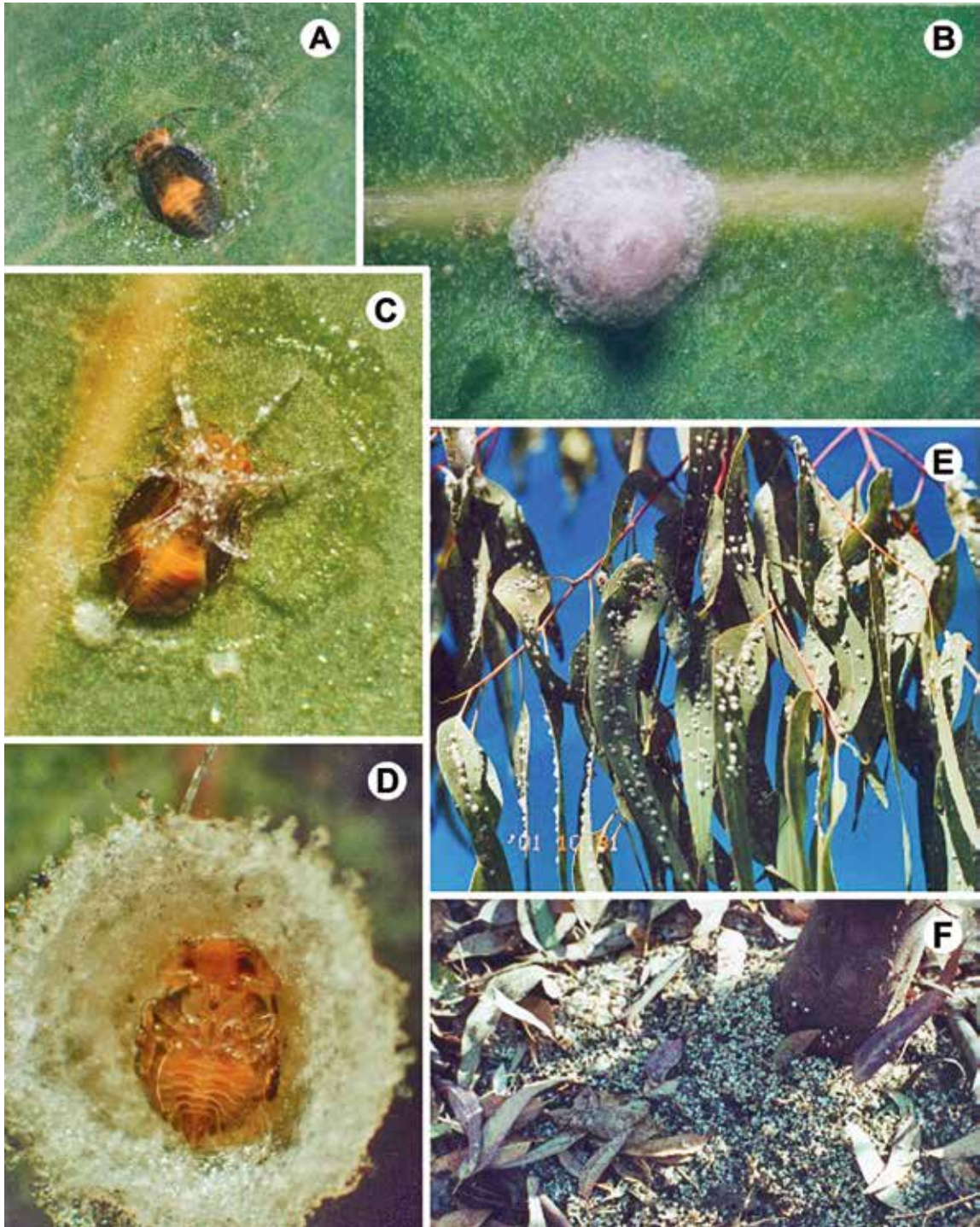
Los adultos y las ninfas son causantes del daño, ellas chupan la savia de las hojas y producen mielecilla. Altas poblaciones de psílicos secretan gran cantidad de mielecilla sobre la que se desarrolla un hongo negro llamado fumangina. Los árboles severamente infectados tienen una coloración negruzca y un aspecto desagradable no deseado por la gente. Las consecuencias de la infestación se traducen en pérdida de follaje, reducción del crecimiento y después de sucesivas defoliaciones, causa la muerte de puntas y ramas, aumentando la susceptibilidad a otros insectos y enfermedades que pueden causar la muerte del árbol. La muerte de árboles infestados puede presentarse después de varias

defoliaciones completas (100% del follaje) y con la ayuda de organismos oportunistas tanto insectos como patógenos. En una plantación comercial en Ocotlán, Jalisco se tuvo una severa infestación que causó la muerte de numerosos árboles y permitió el desarrollo masivo de un barrenador cerambicido (*Neoclytus cacicós*), que contribuyó de manera importante en la muerte de árboles.

MANEJO

En la naturaleza existen varias especies de enemigos naturales como son pájaros, catariñas, crisopas, etc. a quienes se ha observado comiendo conchuelas del eucalipto. Pero la cantidad de insectos consumida es tan baja que no es significativa para la población plaga. En Estados Unidos los especialistas en control biológico importaron de Australia una avispa parasitoide, *Psyllaephagus bliteus* (Encyrtidae) que es altamente específica para *G. brimblecombei*. En varias partes de México se introdujeron colonias de este parasitoide para su cría masiva y para su liberación en campo. El control biológico de la plaga fue exitoso, con amplia distribución del parasitoide, desplazándose por su cuenta y colonizando estados en donde nunca se hicieron liberaciones. En 2013 las infestaciones por *G. brimblecombei* siguen presentes, pero la acción del parasitoide y de otros depredadores, así como del impacto de heladas y sequías extremas hacen que la importancia del insecto sea calificada como menor.

Insectos chupadores de savia



Psilido o conchuela del eucalipto *Glycaspis brimblecombei*. A y C ninfas de quinto ínstar, ambas sin la cubierta, pero la de C ya inició su reconstrucción. B, E y F conchuelas, son de cera con azúcares. D una conchuela separada para mostrar el acomodo de la ninfa.

2.5. Chupador del eucalipto, *Ctenarytaina eucalypti*

HOSPEDANTES

Eucalyptus cinnerea, *E. globulus*.

DISTRIBUCIÓN

El insecto es originario de Australia, de dónde llegó a Inglaterra y de ahí pasó a Portugal; en 1972 se reportó en España afectando las plantaciones jóvenes de *E. globulus*. En 1991 se introdujo a California probablemente con la importación de follaje para uso ornamental; desde allí se dispersó hacia México en donde se detectó por primera vez en 1995. En México se encuentra en todos los estados del país que tienen *Eucalyptus globulus*. Solo en Michoacán se tienen plantaciones comerciales de *E. globulus* y en ellas este insecto ataca plantas recién establecidas en campo.

IMPORTANCIA

En plantaciones jóvenes de *Eucalyptus* puede retardar el crecimiento y alargar los turnos de corta.

DESCRIPCIÓN

Los adultos miden 3 a 4 mm de longitud. Cabeza ancha y antenas largas de 10 segmentos. Tórax globoso; las alas en reposo toman la forma de tejado de dos aguas. Abdomen alargado, las estructuras genitales diferentes en machos y hembras. Las ninfas pasan por 5 instares. Las del primer instar son de color amarillo claro con franjas amarillas en la extremidad abdominal y los ojos rojizos; las de quinto instar son más grandes, con ojos color castaño rojizo, el tercio final del abdomen, así como las antenas y las alas vestigiales son de color castaño verdoso. Las ninfas están cubiertas con hilos de cera, dispuestos en forma algodonosa. Los huevos tienen forma oval-alargada y miden 0.4 mm de largo por 0.2 mm de ancho, con los extremos ligeramente puntiagudos; el extremo por el que se adhiere a la planta presenta un pedicelo corto; los huevos recién puestos son de color blanco, conforme se desarrollan cambian a color amarillo y finalmente son anaranjados.

CICLO BIOLÓGICO Y HÁBITOS

El ciclo biológico dura un mes en promedio. En el campo es posible encontrar todos los estados de desarrollo al mismo tiempo. Las hembras ovipositan en las axilas y bases de las hojas juveniles. Cada hembra oviposita en grupos un promedio de 50 o 60 huevecillos, que incuban en 6 a 9 días. Las ninfas de primer instar se encuentran agregadas sobre las hojas tiernas y las yemas. Las ninfas excretan filamentos algodonosos para cubrir y proteger las colonias.

DAÑOS

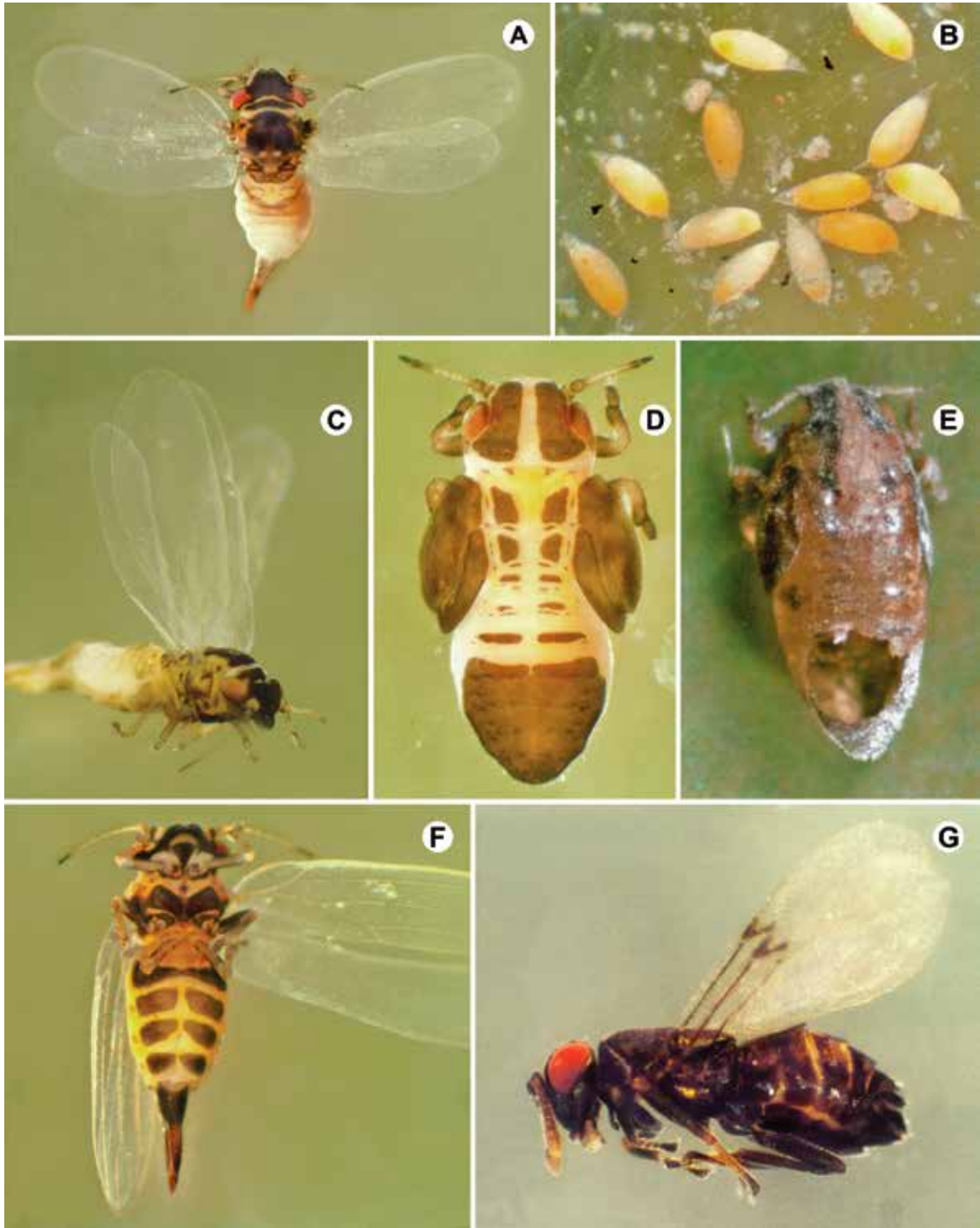
Son insectos chupadores de savia que afectan exclusivamente a las hojas y brotes nuevos, provocando reducción del crecimiento y eventualmente la muerte de los brotes.

MANEJO

El parasitoide *Psyllaephagus pilosus*, es un excelente controlador biológico. Este insecto benéfico fue introducido de Australia a Estados Unidos y de allí se dispersó hacia México, siguiendo a su hospedante, ahora se encuentra en todo el rango en donde crece el *E. globulus*. En las plantaciones comerciales establecidas en el oriente de Michoacán, este parasitoide logra controles eficientes del psílido y por ello no se sugieren acciones adicionales.



Brote de crecimiento, con infestación de ninfas, están cubiertas con cera.



Psílido del eucalipto azul, *Ctenarytaina eucalypti* en *Eucalyptus globulus*. A, C y F adultos en vista dorsal, lateral y ventral respectivamente. B huevos, D ninfa de último ínstar. E momia de ninfa con orificio de salida del parasitoide *Psyllaephagus pilosus*. G adulto de *Psyllaephagus pilosus*.

2.6. Cochinilla rosada del Hibisco, *Maconellicoccus hirsutus*

David Cibrián Tovar y Jaime Villa Castillo

HOSPEDANTES

Tectona grandis y más de doscientos hospedantes, entre ellos los siguientes árboles de importancia forestal: *Azadirachta indica*, *Ceiba pentandra*, *Hevea brasiliensis*, *Leucaena leucocephala*, *Samanea saman* y *Spondias mombin*, muchos hospedantes de gran importancia agrícola y frutícola.

DISTRIBUCIÓN

Originaria del sureste asiático, recién introducida a México; actualmente se reconoce de Baja California, Chiapas, Colima, Guerrero, Jalisco, Michoacán, Nayarit, Oaxaca, Quintana Roo, Sinaloa, y Yucatán; solo en Nayarit tiene distribución en ambientes rurales; en la mayoría de los estados se restringe a las áreas urbanas de las principales ciudades. De amplia distribución en el mundo, en Asia, África, Oceanía, Estados Unidos (Florida y California), El Caribe, Centro y Sudamérica, en donde llega hasta Venezuela y Guyana.

Los plantadores de teca que están en el sureste de México deben estar atentos a la llegada de este insecto, ya que ahora se tiene un control estricto de su desplazamiento y se hacen acciones para frenar la expansión de su rango de distribución.

IMPORTANCIA

Insecto de gran importancia económica para la agricultura, en donde ha generado pérdidas por millones de dólares en varios países. En México, la infestación inicial en la teca fue importante y generó preocupación en los plantadores, obligando al desarrollo urgente de medidas de control, principalmente por control biológico clásico. Este control realizado institucionalmente por la CONAFOR y SENASICA es exitoso y ha logrado mantener la plaga a nivel tolerable y disminuir su tasa de dispersión y establecimiento en el país, SENASICA mantiene una campaña permanente de información y control en las áreas que tienen población de cochinilla en es-

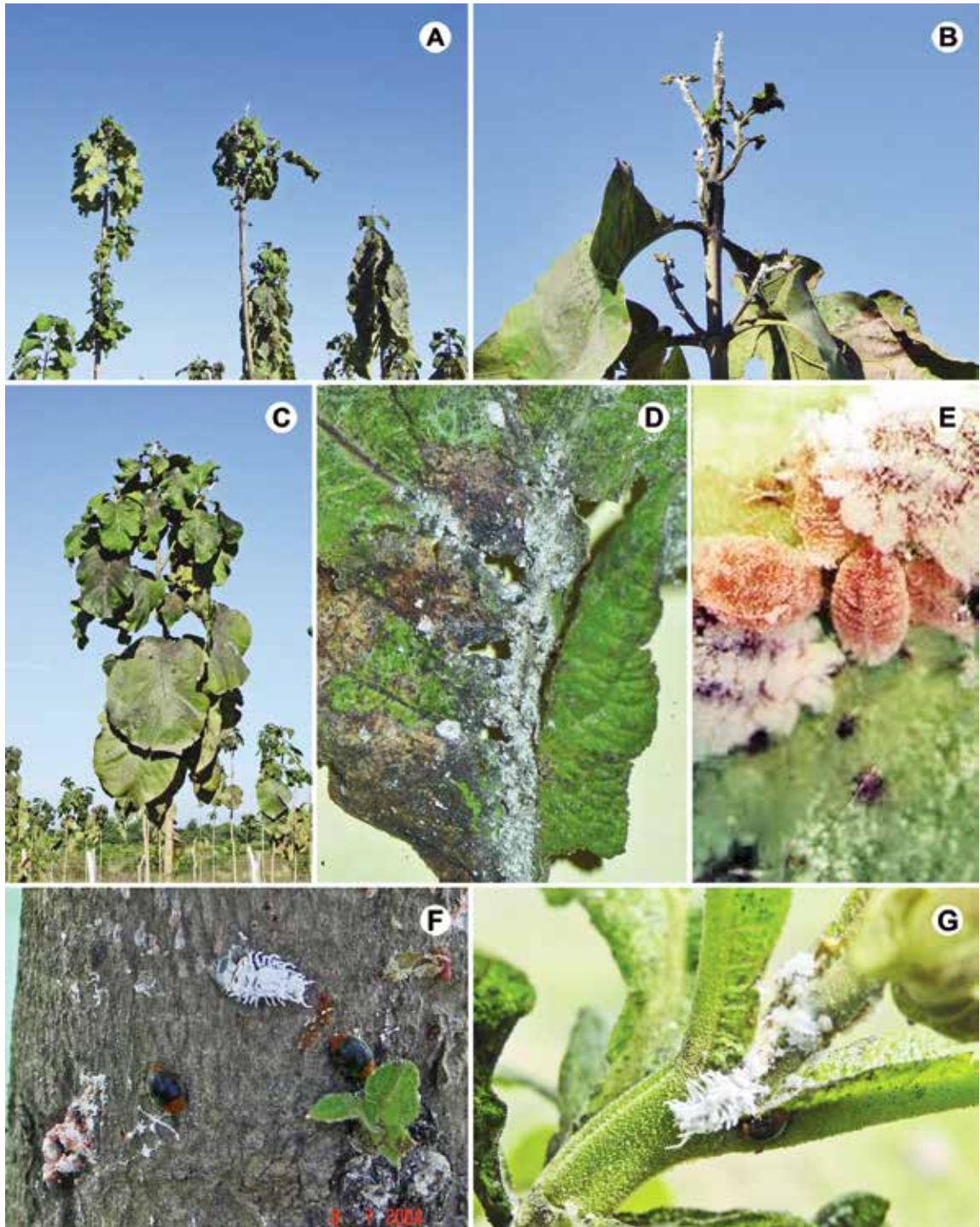
tablecimiento y para ello destina un presupuesto de varios millones de pesos al año.

DESCRIPCIÓN

Las hembras inmaduras son de color rosado grisáceo a rojo oscuro, cubiertas por polvo ceroso blanquecino, con proyecciones típicas en el extremo del abdomen, con antenas de nueve segmentos; el cuerpo mide de 2.5 a 4 mm de longitud por 0.9 a 2 mm de ancho, de textura suave, oval, ligeramente aplanado. Conforme va madurando forma un ovisaco donde se almacenarán los huevos. Los machos son pequeños de color rosáceo, sin aparato bucal, ojos y ocelos negros, con un par de alas, antenas de 10 segmentos, con los últimos tres portando un pelo grueso; se originan de pupas que miden 1.25 mm de largo. Los huevos pequeños, de color rosado, apenas miden de 0.29 a 0.39 mm de longitud. En un ovisaco puede haber cientos de huevos. Las ninfas tienen cuerpo oval, elongado, con patas bien desarrolladas y antenas de seis segmentos. Pasan por tres instares en la hembra y cuatro en el macho; el último instar en los machos es llamado pupa.

CICLO BIOLÓGICO

Presenta varias generaciones por año, un ciclo en condiciones óptimas se cierra en 35 días, pero bajo condiciones controladas pudiera ser más rápido, en localidades con ambientes fríos el insecto permanece como huevo u otro estado sin desarrollarse hasta que las condiciones climáticas mejoren. El número de generaciones por año puede variar fuertemente, desde 3 hasta más de 10. Los machos son atraídos por feromonas que liberan las hembras; sin embargo, su vuelo no alcanza a cubrir grandes distancias. Después de nacer, las jóvenes ninfas, también llamadas rastreadores, se desplazan con ayuda del viento o caminan hasta encontrar un sitio donde se establecen definitivamente, casi siempre en partes tiernas de la planta hospedante. Los insectos se agregan para formar colonias de cientos de ejem-



Cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus*. A, B, C y D árboles con infestación en brotes y hojas, note la deformación y achaparramiento. E ninfas, parcialmente cubiertas con cera. F y G larvas y adultos del depredador *Cryptolaemus montrouzeri*

plares, hasta formar capas fácilmente visibles. En Florida se registra que la máxima actividad ocurre entre finales de agosto y principios de octubre.

DAÑOS

La alimentación de ninfas y hembras genera deformación severa del tejido vegetal, tanto las hojas como los brotes quedan atrofiados, aglomerados y con encarrujamientos. Las infestaciones severas causan la caída prematura de frutos y flores, muerte de puntas y eventualmente de árboles completos. Se presume que la saliva de las ninfas contiene una sustancia fitotóxica, que se suma al proceso de alimentación para generar los síntomas. Los nuevos brotes de crecimiento resultan más afectados, pudiendo quedar hinchados y al mismo tiempo atrofiados. Conforme la infestación progresa la población migra de los nuevos brotes y hojas hacia las ramas y el tronco.

MANEJO

La importancia de la cochinilla rosada ha permitido generar una propuesta de manejo integral, en la que se utilizan tecnologías actuales

para lograr que sus niveles poblacionales y sus daños sean reducidos o mantenidos a niveles tolerables. El estudio realizado por Gaona et al. (2010) permitió comprobar que las feromonas basadas en la mezcla de lavandulil y maconellil, en proporción 1:5, atrajo significativamente a machos y resultó muy específica y útil para detectar población y poder reconocer si el insecto se encuentra en nuevas áreas de establecimiento. En infestaciones actuales se utiliza el control biológico clásico mediante el depredador *Cryptolaemus montrouzeri* y el parasitoide *Anagyrus kamali*, se sugiere liberar entre 1500 y 2000 individuos por sitio de infestación. Se alerta a los agricultores y plantadores que utilizar insecticidas químicos tiene un impacto considerable en la población de enemigos naturales, logrando con ello un efecto contrario al deseado, por ello se recomienda la aplicación del control biológico como principal herramienta de control. En internet existen varias páginas con información útil para la detección y manejo de este insecto, por ejemplo: <http://www.senasica.gob.mx/?id=4180>



Cochinilla rosada del hibisco *Maconellicoccus hirsutus*. A y B es la misma plantación, en A, la foto se tomó cuando la infestación estuvo activa en 2004; en B la foto se tomó en 2008, la plantación recuperada como resultado del control biológico clásico introduciendo *Cryptolaemus montrouzeri* y *Anagrus kamali*.

2.7. Insectos chupadores secundarios, *Bladina fowleri*

En las plantaciones existen especies de insectos con el hábito de chupar savia, los grupos de chinches coreidas, chinches miridas, chinches tin-gidas, nogodinidos, cicadelidos, mosquitas blan-cas, pulgones, psílidos, coccidos, pseudococcidos y eriococcidos, son diversos y muchos desconoci-dos, en general son de baja importancia econó-mica y son regulados por sus enemigos naturales.

En este ejemplo se ilustra un insecto poco co-nocido, una chicharrita fulgoroidea del género *Bladina*. Estos insectos son comunes en pastos, caña de azúcar y otros cultivos, en teca se en-contró una especie que causa daños de poca importancia.

HOSPEDANTES

Tectona grandis

DISTRIBUCIÓN

Tabasco y Veracruz. De amplia distribución en el trópico americano.

IMPORTANCIA

No se les asigna importancia económica.

DESCRIPCIÓN

En el follaje de planta joven se encuentran adultos, aparentemente alimentándose de sa-

via, se posan con las alas abiertas, miden de 5 a 7 mm de longitud, de color verde claro con manchas en las alas anteriores.

CICLO BIOLÓGICO

No se conoce, aparentemente las ninfas viven en el suelo. Pueden tener varias generaciones por año.

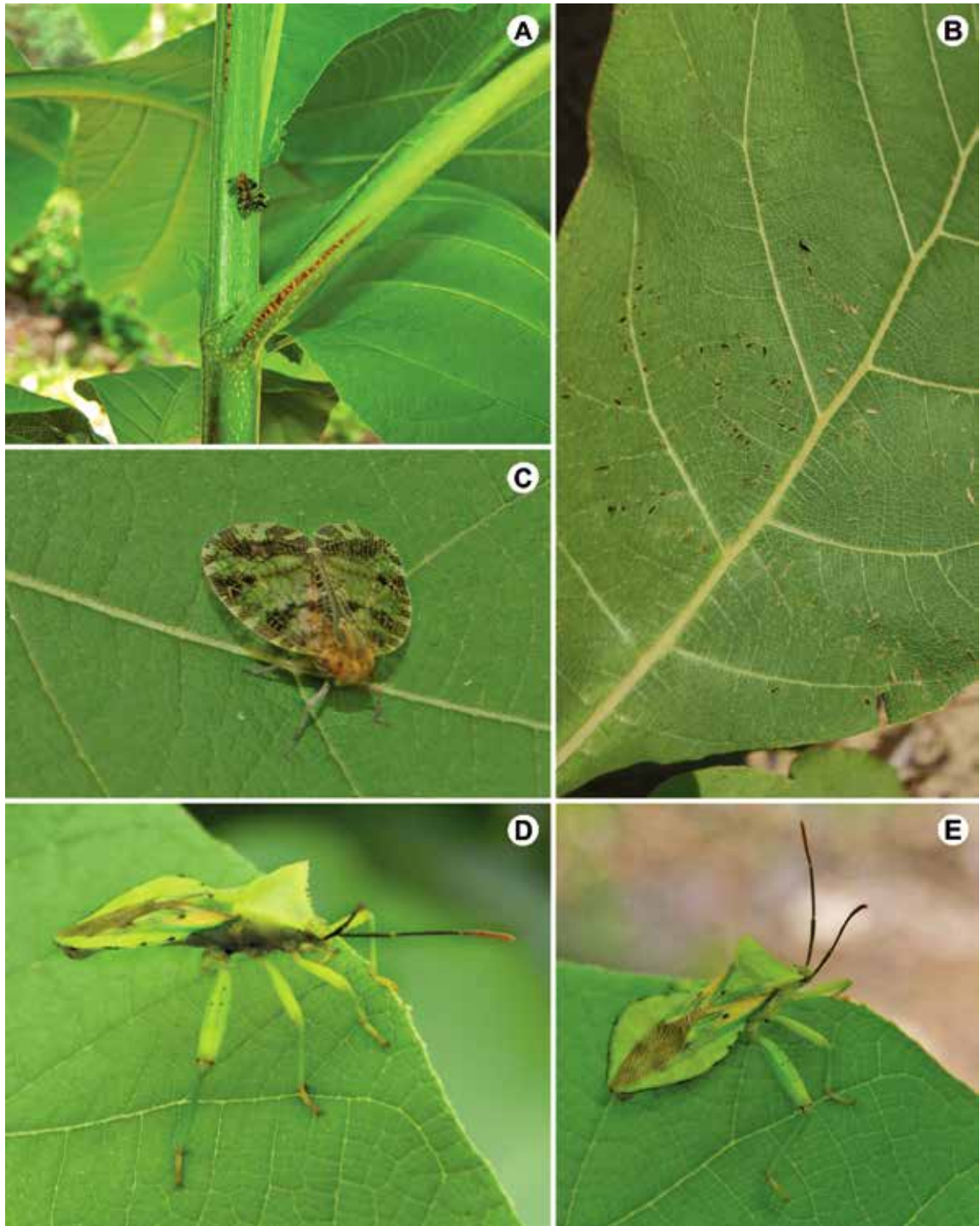
DAÑOS

Solo se reconocen punturas en hojas y brotes tiernos, pero no representan daños .

MANEJO

No se sugieren acciones de manejo.

Otros insectos chupadores de savia, de los que no se conoce su identidad, son chinches coreidas, que se encuentran en el follaje de las plantaciones jóvenes, los daños que ocasionan son menores y no se les asigna importancia económica. En plantaciones de ceiba se han registrado psílidos que hacen daños importan-tes; pero al desconocer su identidad específica y no tener información adicional se prefiere dejarlos para un estudio posterior.



Insectos chupadores de savia. A y C fulgoroideos del género *Bladina*, adultos, B punturas de alimentación. D y E chinches coreidas.

2.8. Chapulines y langostas, *Schistocerca piceifrons piceifrons* y *Brachystola* spp.

Los chapulines y langostas son plagas reconocidas en todo México, se alimentan de todo tipo de plantas y en ocasiones atacan las plantaciones comerciales; por ello, en esta sección se presenta un resumen de tres géneros de importancia económica.

Langosta verdadera *Schistocerca piceifrons piceifrons*.

HOSPEDANTES

Acacia spp., *Eucalyptus* spp., *Gmelina arborea*, *Leucaena* sp., y *Tectona grandis*. Las langostas se alimentan de un gran número de plantas, comen follaje de hierbas, arbustos y follaje de árboles.

DISTRIBUCIÓN

Amplia distribución en México en altitudes menores a 2000 msnm, siempre por abajo del Trópico de Cáncer, con áreas de gregarización bien definidas, las más importantes de México se presentan en la Península de Yucatán. Se tienen registros de ataques a plantaciones en Campeche, Nayarit, Tabasco y Veracruz.

IMPORTANCIA

La especie *S. piceifrons piceifrons* es de importancia, causa defoliaciones severas, destrucción de las yemas y en algunos casos afecta a las ramillas, de hasta dos centímetros de diámetro, con pequeñas heridas y degollamiento. Cuando las langostas se presentan en fase gregaria, pueden llegar a defoliar completamente a los árboles lo que genera reducción de diámetro y altura, predisponiéndolos al ataque de otros agentes.

DESCRIPCIÓN

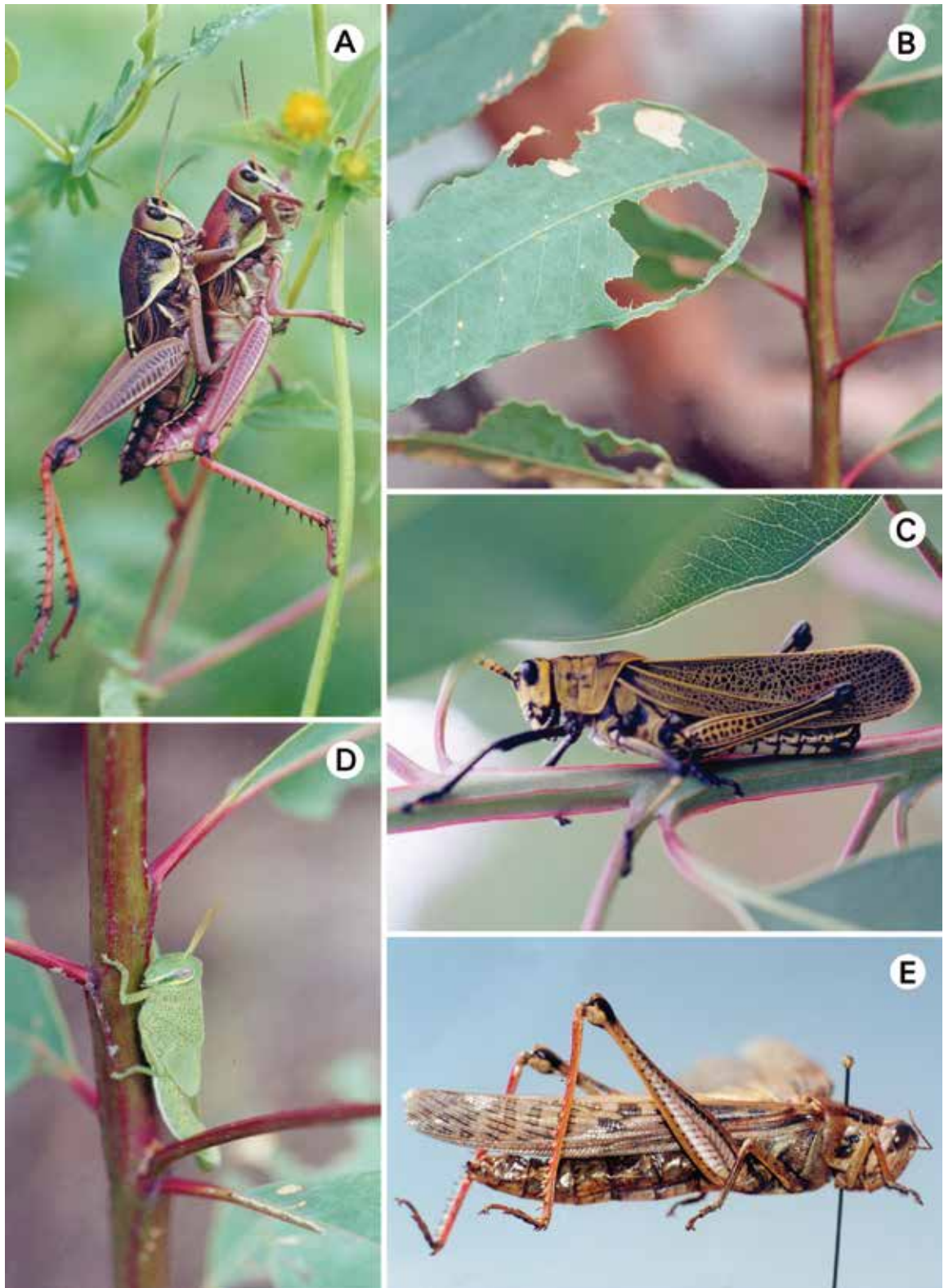
Estas langostas presentan formas gregarias y solitarias diferenciándose en tamaño y coloración: Las hembras son más grandes que los machos, las primeras miden de 48 a 55 mm de

longitud, mientras que los segundos miden de 39 a 42 mm. Para alcanzar la madurez sexual se requiere de tiempo, los nuevos adultos son café rojizo, mientras que los maduros tienen una coloración café amarillento. Los gregarios son de colores brillantes, amarillo o pardo-rosáceo, con manchas negras brillantes. Las alas anteriores presentan manchas irregulares de color pardo rojizo y los adultos miden 6 cm de longitud, la especie se puede reconocer por la presencia de una espina o tubérculo en la parte esternal del protórax, el pronoto es plano en vista dorsal y su margen posterior es redondeado. La mayoría tiene la frente vertical o casi vertical. Las alas posteriores por lo general son claras. Los adultos de la fase solitaria son verde pajizo a amarillo-verdoso. Los huevos están dentro de ootecas, las cuales son puestas por las hembras dentro del suelo, cada ooteca está formada por material espumoso.

Las ninfas o saltones cambian de color según su fase, verde claro en solitaria, amarillo en fases intermedias, (fases *Transciens congregans* y *Transiens disocians*) y anaranjado rojizo en gregaria; pasan por cinco a seis instares los cuales se identifican por el número de segmentos antenales.

CICLO BIOLÓGICO

En un año se presentan dos generaciones; toda la primera mitad, de diciembre a mayo existen adultos inmaduros sexualmente; En mayo las hembras ovipositan en el suelo, a una profundidad entre 6 y 10 cm. Ponen de 2 a 4 ootecas, cada una con 80 a 120 huevos. La incubación requiere de dos a tres semanas, después, emergen las ninfas que, durante junio y julio, se alimentan del follaje y dependiendo de su abundancia, se desarrollarán como fase gregaria, intermedia o solitaria: en el primer caso los grupos de saltones permanecen agrupados y se desplazan brincando, requieren de 45 días para alcanzar el estado adulto. Como adultos



Chapulines y langostas. **A** adultos de *Brachystola* sp. en periodo de apareamiento. **B** daño por *Brachystola*. **C** adulto de *Taeniopoda* en brote de eucalipto. **D** ninfa de chapulín no identificado. **E** adulto de langosta verdadera *Schistocerca piceifrons piceifrons*, ejemplar correspondiente a la fase gregaria.

forman agrupaciones de cientos a miles, son capaces de volar grandes distancias. Los nuevos adultos de la primera generación ovipositan entre septiembre y octubre, sus ninfas estarán desarrollándose de septiembre a diciembre, hasta alcanzar el estado adulto que será inmaduro sexualmente, hasta el siguiente mes de mayo que inicia la oviposición.

DAÑOS

Las langostas son de hábitos alimenticios fitófagos. Las ninfas y los adultos consumen el follaje de plantas superiores, también el tejido verde de brotes y ramillas. En las plantaciones sus daños son de consideración cuando se presentan como fase gregaria. Pero esta fase ocurre esporádicamente cuando las condiciones climáticas les son favorables. En Nayarit, en 1997 las poblaciones fueron altas defoliando completamente varios ensayos con especies de los géneros *Eucalyptus*, *Gmelina*, *Acacia*, *Leucaena* y *Sesuvia*. En 1998 se observaron algunos adultos volando y alimentándose de pastos, lo que indica la irregularidad de las poblaciones.

MANEJO

Esta plaga está regulada por el Servicio de Sanidad Agropecuaria e Inocuidad Alimentaria, dependiente de la SAGARPA, en su página de internet se describen con detalle aspectos de la biología monitoreo, muestreo y métodos de combate; aquí solo se presenta un resumen de lo que se consideró como más importante. Varios autores sugieren realizar acciones de control en tres etapas: la primera sobre ninfas de la primera generación, la segunda sobre ninfas de la segunda generación y la tercera sobre los nuevos adultos inmaduros, de diciembre a junio. Cuando las poblaciones sobrepasan el umbral de daño económico, se pueden utilizar varios procedimientos para reducir y controlar las poblaciones.

La mejor opción para mantener las poblaciones de langostas a una densidad, que no cause daños económicos es a través del manejo integrado de la langosta, que tiene como objetivos

- 1) Prevenir los brotes de la langosta y evitar

- niveles de daño severo. 2) Determinar cuando se deben aplicar métodos de control químico, biológicos o culturales.

Para aplicar cualquier método de control, primero se debe aplicar un muestreo para determinar la densidad poblacional del insecto plaga. El método de muestreo, se debe llevar a cabo en los bordes perimetrales de las plantaciones, se dan 10 redazos por lado, que equivale a un metro cuadrado, con esto se determina la media de individuos de la población. El muestreo de ninfas nos sirve para determinar el desarrollo, el grado de movilización y el potencial de la peligrosidad en cada zona.

La decisión de realizar el control se toma en cuenta si los resultados del muestreo nos arroja 15 o más chapulines o langostas por metro cuadrado.

Control cultural: Los chapulines y langostas incrementan más rápidamente sus poblaciones hasta llegar a la fase gregaria en aquellos lugares donde hay más maleza. Una forma de reducir el riesgo de daños es la eliminación de maleza en las plantaciones y áreas aledañas.

Control químico: En cuanto al control químico, se pueden utilizar aplicaciones de Fipronil a dosis de 1 gramo por hectárea o bien utilizando la metodología de ultrabajo volumen, en dosis de 0.5 gramos por hectárea. El malatión en aspersiones a ultrabajo volumen con avión o helicóptero a razón de 0.5 a 1 lts por ha. El Acefato 75% también es un buen producto que se puede aplicar con aspersora terrestre en dosis de 100 a 150 gr, de producto comercial en 100 litros de agua.

Control biológico: Existe un insecticida formulado con el entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* var. *acridium*, el cual es altamente efectivo contra langostas y chapulines, la dosis de 1.2×10^{12} conidios por hectárea, se asperja a ultra-bajo volumen utilizando aceite de soya como vehículo del producto, ha sido efectiva al 100 % a los 10 días de aplicada. El protozoario *Nosema locustae* también es efectivo, éste biológico se aplica en cebo de salvado en dosis de 300 a 500 gramos por hectárea.

Brachystola mexicana* y *B. magna

HOSPEDANTES

Se alimentan de una gran variedad de plantas, tanto de importancia agrícola como plantas silvestres. Se tienen registros de daños en plantaciones recién establecidas de *Eucalyptus globulus*.

DISTRIBUCIÓN

Estas dos especies se conocen del norte del país, *Brachystola magna* es la que tiene una amplia distribución desde Estados Unidos hasta Coahuila, Durango, Nuevo León y Zacatecas. *B. mexicana* se localiza en Aguascalientes, Coahuila, Durango, Jalisco, Michoacán, Nayarit, Querétaro, San Luis Potosí, Sonora, Tamaulipas y Zacatecas.

IMPORTANCIA

En 2001, en las plantaciones que se establecieron en la región de Lagos de Moreno, los ataques fueron de gran importancia, obligaron a replantar en varias ocasiones y fue imprescindible la aplicación de medidas de control.

DESCRIPCIÓN

Los adultos son insectos de gran tamaño. Las hembras son más grandes que los machos, aquellas miden de 4 a 6 cm de longitud, son de cuerpo robusto, de color verde claro, son ápteros, el tercer par de patas está fuertemente desarrollado y adaptado para brincar.

CICLO BIOLÓGICO

Los huevecillos requieren de dos años para su incubación. Cada año, la emergencia está relacionada con el inicio de la temporada de lluvias; cuando las ninfas salen de los huevecillos, normalmente en junio o julio, se alimentan del follaje de diferentes plantas y su desarrollo es rápido. En el mes de agosto o septiembre alcanzan el estado adulto, estado que todavía es voraz. Para el principio del otoño, las hembras han copulado e inician la oviposición de las ootecas que introdu-

cen en el suelo a profundidades de 5 a 10 mm. Los huevecillos permanecen en reposo hasta la primavera del año siguiente en que se presenta el desarrollo embrionario. Es posible que parte de la población de huevecillos permanezca en reposo por un año adicional. Las ninfas al nacer, se alimentan cerca de los lugares de oviposición hasta el tercer o cuarto ínstar, después se desplazan por distancias considerables. Dentro de su ambiente semidesértico de distribución, estos insectos se desarrollan en micro hábitats que les ofrecen más humedad, de tal forma que en los sitios en que se almacena dicha humedad, va a existir mayor cantidad de ninfas y adultos.

DAÑOS

Estos chapulines afectan las plantaciones recién establecidas de *Eucalyptus globulus*; su daño principal son las mordeduras a lo largo del tallo para extraer los jugos de la savia. Con las mordeduras provocan el degollamiento del árbol y su caída; los árboles se observan volteados, en ocasiones con las mordeduras de un solo lado. Raramente se alimentan de las hojas al no ser un alimento que prefieran. Finalmente la degolladura ocasiona la muerte de los árboles y es necesario volver a plantar.

MANEJO

Para el manejo de esta plaga se requiere de un monitoreo adecuado, se recomienda iniciar las inspecciones en el mes de junio y reconocer las ninfas recién emergidas; en esta etapa son extremadamente susceptibles a varios productos químicos; se pueden utilizar los insecticidas bifentrina, ciflutrina o clorpirifos 5G. Otra opción es el uso de hongos entomopatógenos, particularmente *Metarhizium anisopliae* var *acridum*. La aplicación se dirige contra las ninfas pequeñas, ocultas en la maleza, en ambientes húmedos y protegidos del sol, condición que favorece la supervivencia del hongo.

Otro chapulín grande y común corresponde al género *Taenipoda*, pero de éste se tiene poca información como plaga de plantaciones comerciales.

2.9. Crisomélidos y raspador de la hoja, *Walterianella* spp.

Los crisomélidos son coleópteros, fitófagos en su gran mayoría, comunes en todos los ambientes, pero más diversos en los trópicos, muchos se alimentan de la vegetación herbácea, aunque algunos son capaces de defoliar tabebuías, eucaliptos, melinas o teca. Es un grupo con decenas miles de especies; en México se tienen registradas 589 especies en 84 géneros; las subfamilias son grandes, varias tienen géneros que causan daños en árboles de plantaciones comerciales. Por ser un grupo numeroso y aparecer en las plantaciones como complejo de especies, se prefirió tratar por subfamilia con comentarios sobre los géneros o especies que ocurren en dichas plantaciones. Solo dos especies *Walterianella inscripta* y *Metachroma inconstans* se describen en el formato habitual.

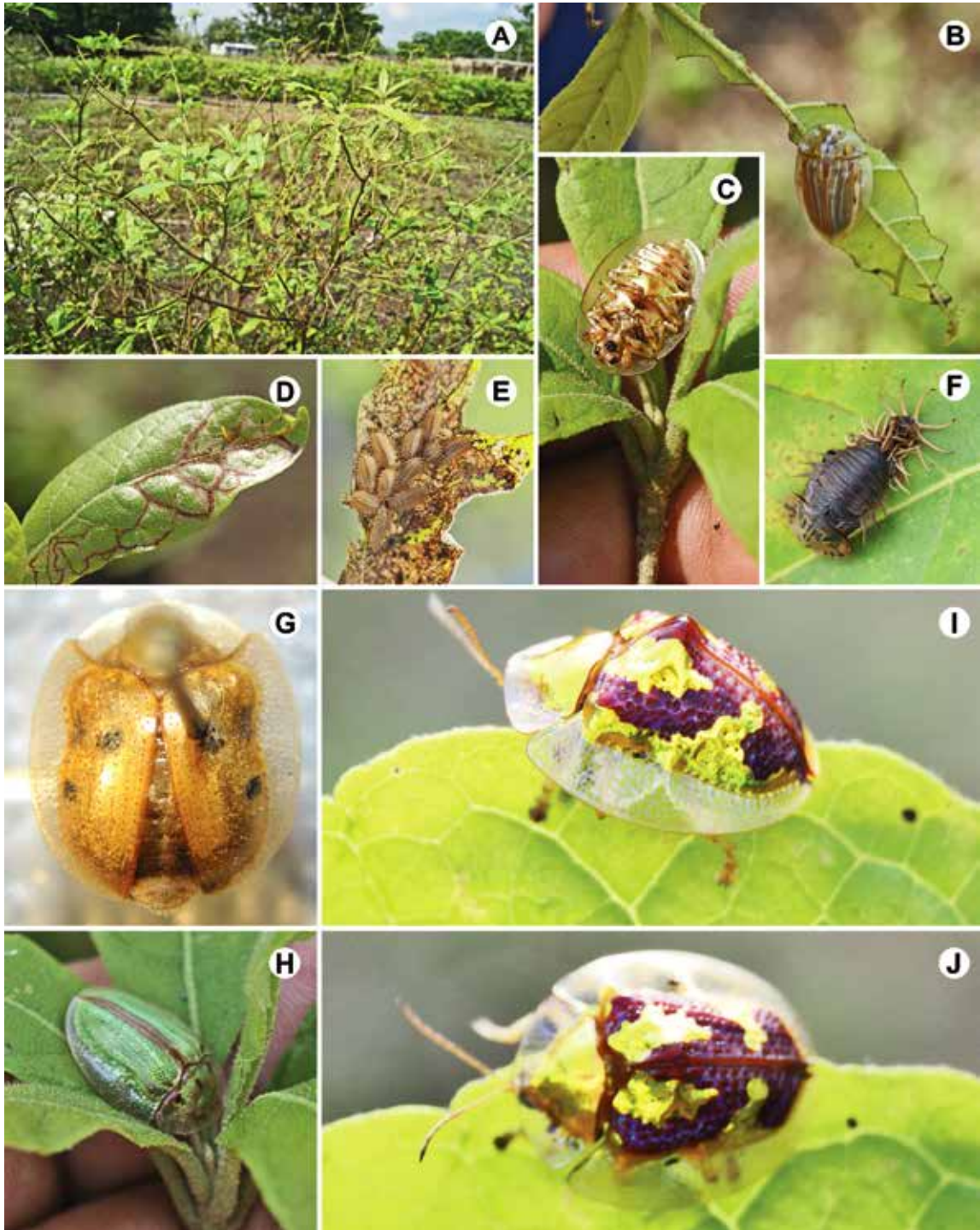
La subfamilia Cassidinae se caracteriza porque las larvas y los adultos viven en el mismo entorno, ambos se alimentan de follaje de la misma planta, tanto larvas como adultos son vistosos. Los adultos tienen la cabeza escondida bajo el pronoto expandido, los élitros también sobresalen del cuerpo y forman un domo, muchos tienen colores brillantes y bordes translúcidos. *Deloyala guttata* es común en la región tropical de San Luis Potosí, Veracruz, Tabasco y Campeche; esta especie también se conoce de América Central, se alimenta de una gran variedad de plantas, entre ellas *Tabebuia rosea*. Es un insecto de importancia media, algunas veces ataca la planta que se produce en viveros. Las larvas se reconocen porque están en grupo sobre el envés o haz de las hojas, tienen forma oval ligeramente jorobadas, con un gran escudo protorácico y un par de espinas rectas que sale a los lados de cada segmento.

La Subfamilia Chrysomelinae es grande, se caracteriza porque los adultos tienen forma de domo, generalmente oscuro con marcas amarillas o pálidas, las larvas se alimentan del follaje, el género *Chrysomela* es común en las áreas templadas.

Subfamilia Cryocerinae, comprende pocos géneros importantes; el pronoto de las especies es elongado, más estrecho y de diferente color a los élitros, los cuales son rectangulares y de colores brillantes, las larvas se alimentan de las hojas, al igual que los adultos. El género *Lema* es frecuente en plantaciones de melina.

La Subfamilia Eumolpinae comprende insectos adultos de color negro o café, brillantes, con lustre metálico, cuerpo redondeado, con la cabeza inclinada hacia adelante, antenas largas filiformes. Las larvas son de hábitos subterráneos, se alimentan de raíces. Los géneros *Colaspis*, *Nodonota* y *Metachroma* son de importancia en plantaciones. *Colaspis*, de forma oval, se caracteriza por sus colores metálicos en todo o en ciertas partes del cuerpo, pueden ser negros, azules, verdes o pardos.

La subfamilia Galerucinae contiene especies importantes para las plantaciones comerciales, los adultos son de colores brillantes, la cabeza está proyectada hacia adelante. Los fémures posteriores son delgados, mejor adaptados para caminar que para brincar. Las larvas son de hábitos subterráneos, los géneros *Acalymma*, *Cerotoma* y *Diabrotica* son de importancia en plantaciones jóvenes. Las especies de *Acalymma* tienen los élitros con rayas, por ello les llaman tortuguillas rayadas. Las especies de *Cerotoma* tienen los élitros con manchas de colores vivos, amarillos o negros sobre fondos inversos. *Diabrotica balteata* es una especie importante en la agricultura y llega a alimentarse de melina y otras plantas. Los ciclos de este insecto dependen de la temperatura, pero pueden requerir de 25 a 40 días. Las larvas son subterráneas y comen raíces. Los adultos son pequeños, de 4 a 6 mm de longitud, de color verde claro, los élitros tienen dos bandas transversales y cuatro manchas irregulares amarillo brillante, cabeza y antenas de color rojizo.



Crisomélidos defoliadores de *Tabebuia*, Subfamilia Cassidinae. A planta con daños en follaje. B y C adultos no identificados. D, E, F, I y J estados de desarrollo de *Deloyala guttata*, en D se muestra el huevo, amarillo; en E agregado de larvas; en F pupa y en I y J vistas del adulto. G y H otras dos especies de Cassidinos.

Subfamilia Alticinae comprende las pulgas saltonas, los fémures de las patas posteriores están dilatados, adaptados para brincar; los élitros de algunas especies son de colores brillantes, la mayoría de las especies con larvas subterráneas, pocas con larvas que se alimentan de follaje. Los géneros *Omophoita* y *Walterianella* son de importancia en plantaciones comerciales. Los adultos de *Omophoita* miden de 6 a 8 mm, algunos tienen ocho manchas blancas en los élitros, sobre fondo negro o rojo, pronoto de color distinto.

Walterianella

El género tiene 10 especies registradas en México, para el sureste del país se registran *W. biarcuata*, *W. inscripta*, *W. oculata*, *W. signata*, *W. sublineata*, *W. tenuicincta* y *W. venustula*. De plantaciones de teca se ha identificado a *W. inscripta*, pero puede haber otras asociadas.

Walterianella inscripta

HOSPEDANTES

Tabebuia rosea y *Tectona grandis*.

Distribución

Amplia distribución en el trópico mexicano, en México se identifica de Campeche, Oaxaca, San Luis Potosí, Tabasco y Veracruz, pero seguramente su rango de distribución es más amplio.

IMPORTANCIA

Es una plaga de importancia, sus infestaciones generan defoliación total de algunos árboles, obligan a realizar acciones de combate.

DESCRIPCIÓN

Cuerpo oval típico de Alticinae, de color café con manchas rojas en los élitros.

CICLO BIOLÓGICO

Con varias generaciones en el año, pero en las plantaciones de teca, las infestaciones se presentan de agosto a noviembre, se desconoce si las larvas son capaces de alimentarse de las

raíces de la teca con lo cual pueden agravar el daño. Los adultos están activos durante el día, se alimentan en el envés de las hojas, hacen un daño en forma de raspadura, dejando solo las nervaduras.

MANEJO

La detección de infestaciones es una parte importante en el manejo de la plaga, por ello en las plantaciones de teca se hacen inspecciones de detección en los meses de agosto a septiembre, los árboles infestados se reconocen por la presencia de raspaduras en las hojas. Para el combate se utilizan insecticidas aplicados por vía terrestre, para ello se utilizan bombas acopladas a tractores. Los insecticidas utilizados son imidacloprid en combinación con el piretroide betaciflutrina en aspersión foliar.

Metachroma

Este género es de amplia distribución en la América tropical, desde Estados Unidos a Centro y Sudamérica. En México se reconocen 24 especies. *Metachroma inconstans* se identifica como plaga en eucalipto.

Metachroma inconstans

HOSPEDANTES

Eucalyptus grandis y *E. urophylla*.

DISTRIBUCIÓN

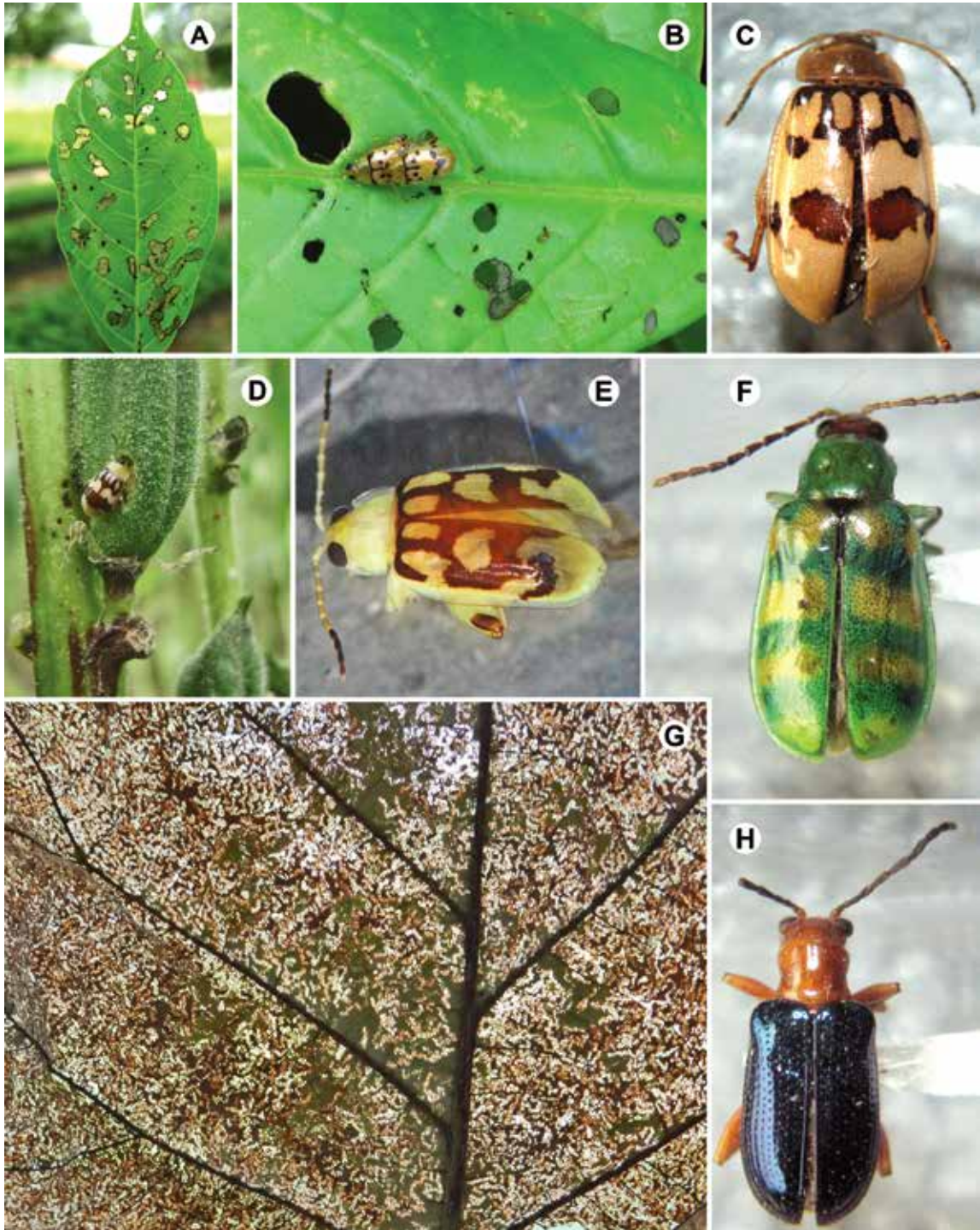
Tabasco y Veracruz.

IMPORTANCIA

En la región de Balankán, Tabasco, se le consideró plaga de importancia en la fase de establecimiento de nuevas plantaciones. En plantaciones desarrolladas ya no es problema.

DESCRIPCIÓN

Es un insecto pequeño de 5-7 mm, cuerpo oval-oblongo, de amarillento a café oscuro lustroso, a menudo con el protórax de color marrón oscuro, brillante; los élitros de la hembra presentan manchas irregulares poco



Crisomélidos defoliadores. A, B, C, D, E y G daños en teca y adultos de *Walterianella*; note el daño como raspador. F adulto de *Diabrotica*. H adulto de *Lema*.

diferenciadas de color café oscuro sobre fondo café más claro; la hembra es más grande que el macho.

La especie es muy similar a *M. variabile* y a *M. ustum*, de las cuales es difícil separarlas.

CICLO BIOLÓGICO

Se conoce poco del ciclo biológico, solo que los adultos se alimentan de follaje y brotes de eucaliptos pequeños.

DAÑOS

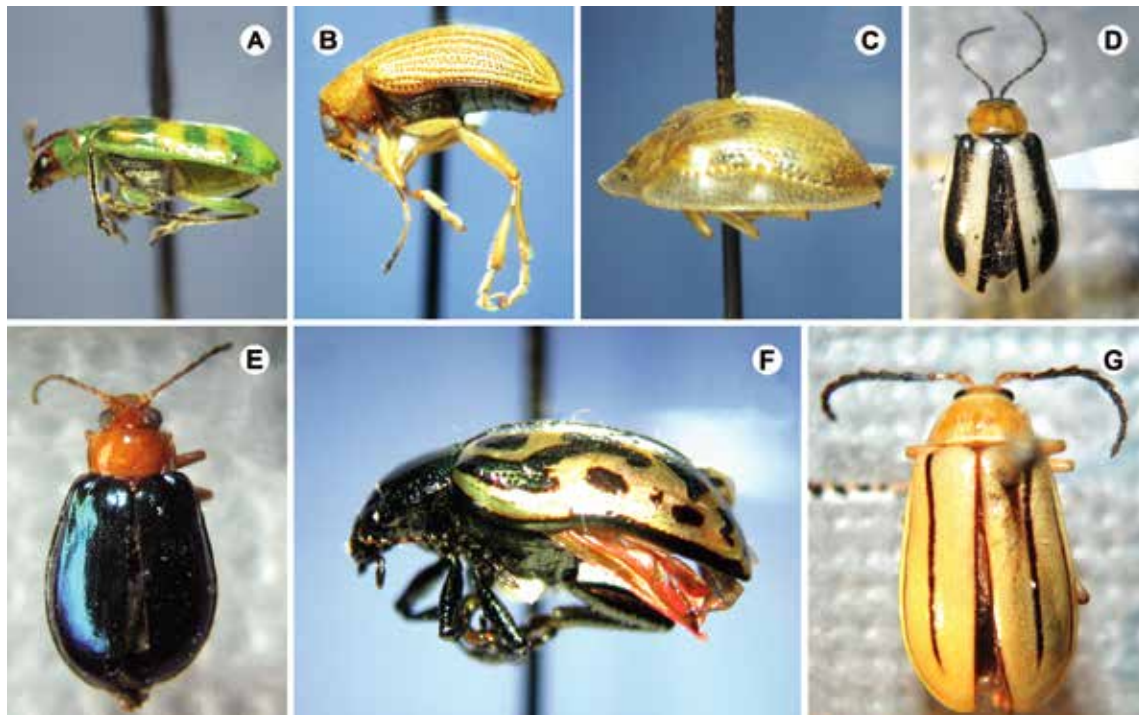
Causa severa defoliación en árboles recién plantados, también come las yemas y la cor-

teza de brotes, con lo que genera muerte de la planta o su bifurcación, al igual que la reducción de la tasa de crecimiento.

MANEJO

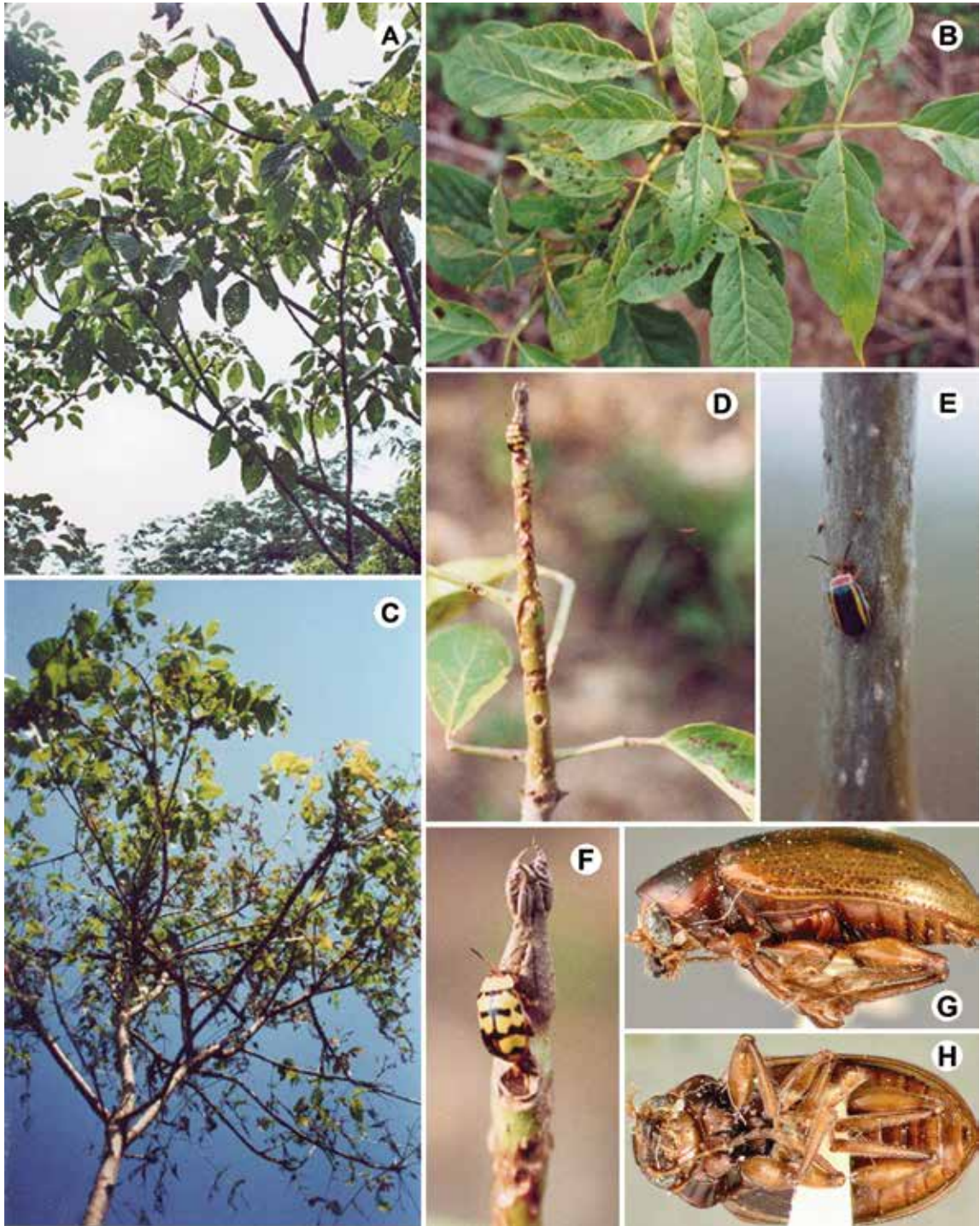
Para evitar daños se realizan inspecciones rutinarias en las plantaciones recién establecidas; de detectar infestaciones se sugiere hacer combate con hongos entomopatógenos.

El uso de insecticidas piretroides es apropiado para matar adultos que se estén alimentando.



Adultos de Chrysomelidae. A Adulto de *Diabrotica balteata*. B Adulto de *Colaspis*. C adulto de *Deloyala*. D adulto de *Acalymma*, E adulto no identificado. F adulto de *Chrysomela*. G adulto de *Walterianella* sp.

Ref. bibliográfica: 14, 23, 88, 119, 138, 140, 164, 217, 195, 216.



Crisomélidos defoliadores. A, B, C, D y F daños por mordedura en *Tabebuia* por *Omophoita* en F acercamiento del adulto. E adulto no identificado. G y H adultos de *Metachroma inconstans*, éste afecta eucaliptos en plantaciones jóvenes.

2.10. Picudo del eucalipto, *Pantomorus albicans*

HOSPEDANTES

Eucalyptus citriodora, *E. grandis*, *E. urophylla*, *Gliricidia* spp., *Gmelina arborea*, muchas herbáceas y arbustos nativos.

DISTRIBUCIÓN

Jalisco, Nayarit y Tabasco. De amplia distribución en América Central.

IMPORTANCIA

En las plantaciones recién establecidas es de importancia económica., Causan una defoliación completa, que afecta la sobrevivencia de las plantas.

DESCRIPCIÓN

El adulto es un picudo de pico corto, que presenta una coloración gris-amarillo limón, con una longitud que varía de 10 a 15 mm. Todo el cuerpo está cubierto de setas pequeñas y escamas de color amarillo. Los élitros son gruesos, fusionados y las alas posteriores son rudimentarias. Es fácil distinguirlos por su tamaño de 1 a 1.5 cm y su color. No pueden volar por lo que al tomarlos con la mano se protegen aparentando estar “muertos”.

CICLO BIOLÓGICO

Probablemente se presenta una generación al año. Los adultos se encuentran en el mes de julio, durante el verano y otoño están en activi-

dad. Se alimentan del follaje y partes tiernas de las plantas, posiblemente ovipositan en el suelo; las larvas se encuentran a profundidades variables, se supone que se alimentan de las raíces de pastos y herbáceas, cuando las larvas alcanzan su madurez forman una capullo de tierra dentro de la cual pupan. Los adultos al salir del suelo atacan a las plantas próximas a ellos, pues a *Pantomorus* le es imposible volar.

DAÑOS

Los adultos afectan la planta recién establecida, destruyendo las hojas y los brotes, dejando solo las varitas. Se han registrado ataques severos en plantas jóvenes de *E. citriodora* con daños de hasta 100% de defoliación y la presencia de hasta 24 individuos por arbolito. En otras especies causan una defoliación ligera encontrándose de 2 a 5 picudos por planta.

MANEJO

Es importante que durante los meses de junio, julio y agosto, cuando se establecen las nuevas plantaciones, se realicen inspecciones periódicas con la finalidad de detectar a tiempo *Pantomorus* adultos y realizar la aplicación de insecticidas de contacto. Para el control químico se recomienda la Permetrina en dosis de 100 a 150 gr de producto comercial en 100 litros de agua, también se puede utilizar Acefato 75% en dosis de 100 a 150 gr, de producto comercial en 100 litros de agua.



Picudo del follaje *Pantomorus* sp. A y B adulto en vista lateral y dorsal, note que mide un poco más de 13 mm de longitud.

2.11. Gusano peludo, *Estigmene acrea*

HOSPEDANTES

Eucalyptus camaldulensis, *E. grandis*, *E. urophylla*, *Gmelina arborea* y muchos cultivos agrícolas

DISTRIBUCIÓN

Amplia distribución en América, desde Canadá hasta América Central, de mayor importancia en Nayarit y Sinaloa, pero presente en todo el territorio mexicano, incluyendo el sureste.

IMPORTANCIA

Debido a su gran voracidad para defoliar, capacidad para desplazarse y a su gran potencial reproductivo (gran cantidad de huevecillos depositados por hembra), son una plaga potencial de importancia económica, que se debe inspeccionar periódicamente en las plantaciones de eucalipto y melina en el occidente de México.

DESCRIPCIÓN

Los adultos son palomillas que miden aproximadamente 2.5 cm de longitud y tienen una expansión alar de 5.5 cm. Las hembras presentan los dos pares de alas de color blanco con manchas negras. Los machos tienen las alas anteriores blancas y las posteriores de color amarillo-anaranjado, ambas con manchas negras; el abdomen en vista dorsal color naranja con manchas negras. Los huevecillos son esféricos, blancos, algunas veces aplanados, miden 0.75 mm de diámetro, y se encuentran en grupos sobre el envés de las hojas. Las larvas completamente desarrolladas miden aproximadamente 5 cm de longitud. Cabeza generalmente negra excepto por el área a lo largo de la sutura epicraneal, parte superior de la frente, clípeo y el área lateral café amarillentas. Cuerpo cubierto de gran cantidad de verrucas, de donde se originan setas largas y plumosas, generalmente de color café rojizo, aunque se pueden encontrar con setas de color amarillo, café o negro. El cen-

tro de los espiráculos de color blanco. Las pupas se encuentran en el suelo, dentro de un capullo de seda cubierto de pelos y en este estado biológico invernan; el capullo se cubre con tierra por lo que no es fácilmente percibido. Las larvas u orugas en sus primeras etapas son de color amarillo con una gran cantidad de grupos de setas en todo el cuerpo. Posteriormente adquieren un color café oscuro con setas o pelos negros en casi todo el cuerpo. Se alimentan del follaje y partes tiernas de las plántulas.

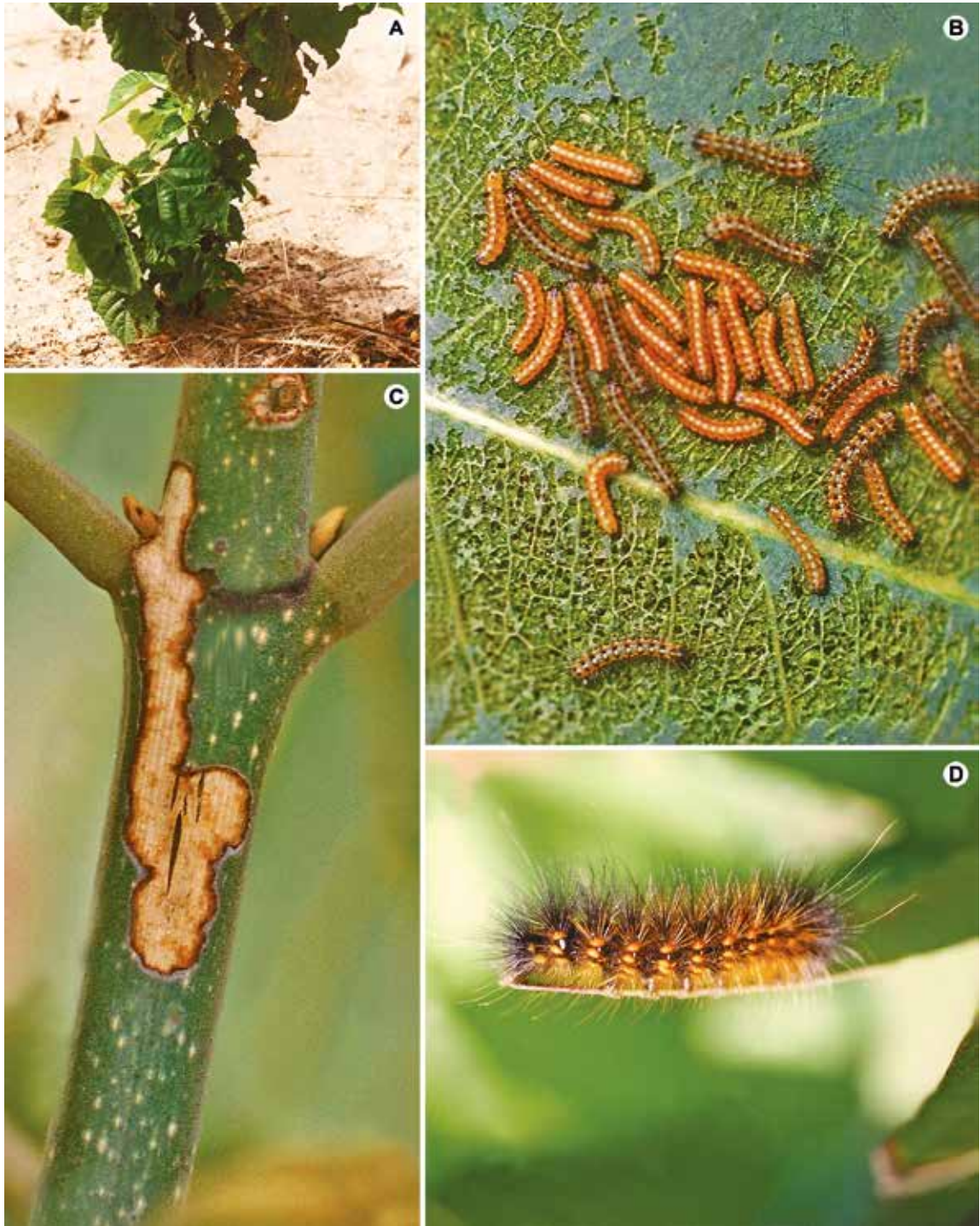
CICLO BIOLÓGICO

Sobre el envés de las hojas, las hembras depositan masas de varios cientos de huevecillos de color blanco, y poco antes de eclosionar se tornan de color morado. Las larvas pasan por cinco a siete ínstares y durante los tres primeros son de hábitos gregarios, en los ínstares siguientes se mueven con bastante rapidez. Durante el verano el estado larval dura alrededor de tres semanas, al acercarse el invierno las larvas grandes buscan lugares abrigados para invernar, pupan bajo piedras, troncos o cortezas de los árboles. En febrero de 1999, en Nayarit, se reconoció un ataque en una plantación joven de *Gmelina arborea*, la población estuvo como larva madura, hubo pupas y restos de adultos en el piso. Se reconoció que la población estuvo activa durante el invierno.

DAÑOS

Las larvas en sus primeros estados de desarrollo se alimentan en grupo, causan una esqueletización de la hoja (consumen el tejido entre las venas de las hojas). Las larvas maduras se alimentan de toda la hoja. Hacen orificios de diferentes tamaños en las hojas nuevas y viejas.

Un daño importante en los tallos tiernos y en la base de los troncos es el que causan las larvas en la corteza, ellas causan lesiones a nivel de floema. En estos sitios pueden entrar hongos que aumenten el daño.



Gusano peludo *Estigmene acrea*. A y C daños en melina, en C note el daño a brotes, ocasionalmente las larvas son capaces de comer el tejido verde de ramas jóvenes. B agregado de larvas jóvenes, al principio del ciclo tienen un comportamiento gregario. D larva de mediano desarrollo, ya tiene hábitos solitarios.

MANEJO

Para un buen control de las poblaciones de este insecto se recomiendan varias practicas como son:

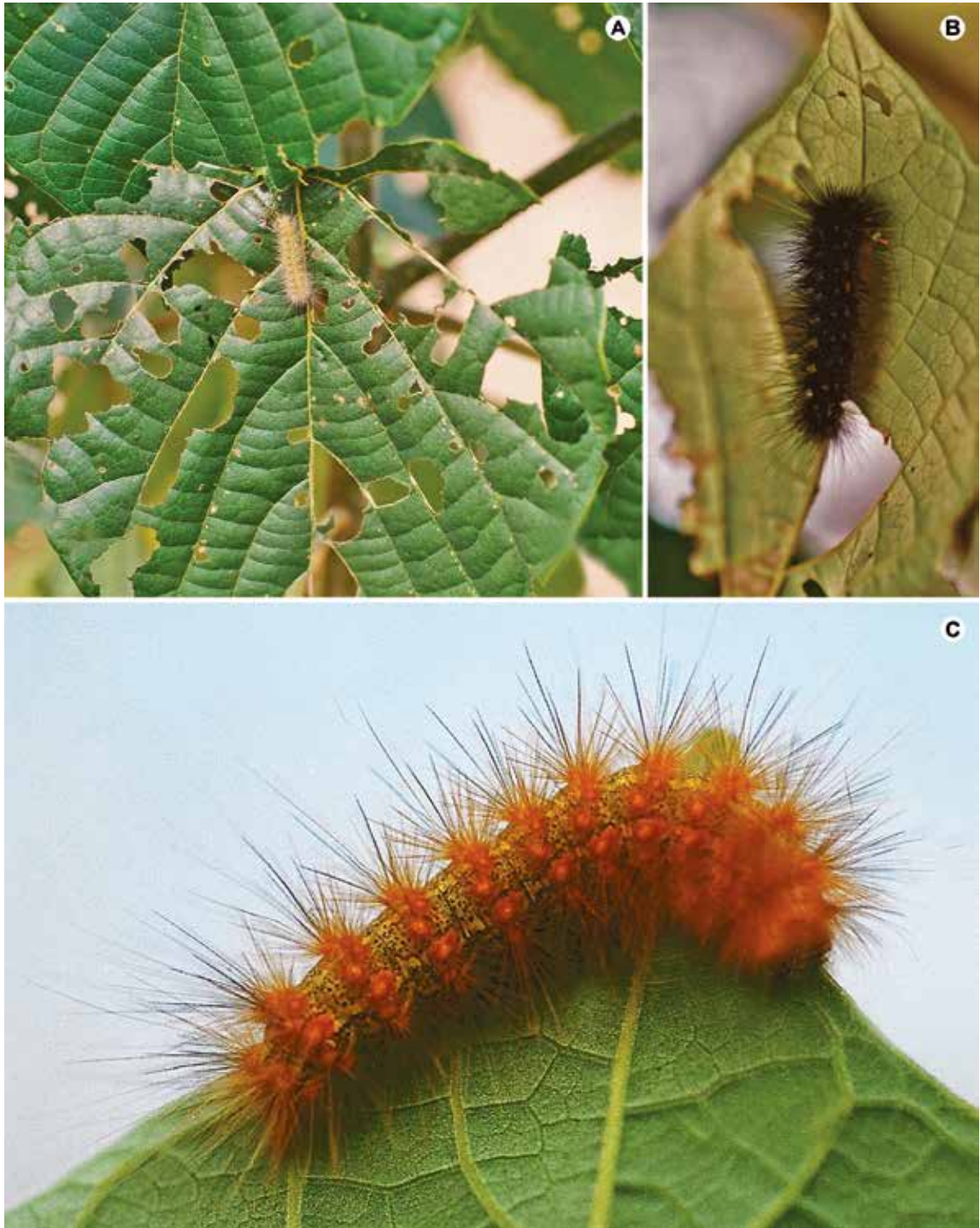
Control natural: En algunas zonas agrícolas del noroeste se ha reportado la presencia de parasitismo en las larvas invernantes, encontrándose entre los parásitos más comunes a los dípteros taquínidos *Gymnocarcelia languida* y *Exorista larvarum*. Durante la temporada lluviosa las larvas pueden ser momificadas por el hongo *Entomophthora aulicae*. Éste es un control que se realiza naturalmente y que se puede apoyar con el uso de insecticidas que no los destruyan.

Control cultural: En lotes pequeños donde se puedan realizar visitas periódicas se recomienda el control mecánico, eliminando las larvas manualmente (recolectándolas y destruyéndolas). Para la protección de plantaciones de varias hectáreas se debe realizar el control de las malezas de hoja ancha que son sus hospedantes preferidos.

Control con plaguicidas: Debido a que el gusano peludo tiene preferencia por las malezas, se recomienda inspeccionar este tipo de vegetación, y cuando se encuentren agrupaciones de larvas alimentándose de las hojas aplicar un bioinsecticida. Cuando se tienen fuertes infestaciones en un predio es necesario realizar aplicación de insecticidas en franjas, para evitar las emigraciones de larvas de un predio a otro.

Si se presenta una infestación fuerte de gusano peludo, se recomienda la aplicación de un bioinsecticida que no es tóxico para el hombre, no contamina el ambiente y es específico contra larvas de lepidópteros, se trata de las esporas de la bacteria *Bacillus thuringiensis* Var. *kurstaki*. Es un producto de acción estomacal, que debe de ser consumido por las larvas para causar la muerte. Se debe aplicar en aspersión sobre el follaje, asegurándose tener una buena cobertura sobre toda la planta. La cantidad de agua a utilizar se calcula en base al consumo de agua que se requiere para cubrir satisfactoriamente todo el follaje de las plantas a proteger.

Insectos defoliadores



Gusano peludo *Estigmene acreae*. A daño en hojas de melina. B larva oscura. C larva madura, ejemplar de color rojizo.

2.12. Defoliador de la teca, *Hyblaea puera*

Víctor D. Cibrián Llanderal y David Cibrián Tovar

Actualmente se cree que el defoliador de la teca comprende un complejo de especies muy relacionadas y no diferenciadas. *Hyblaea puera* es la principal plaga de la teca en la India y el sureste asiático y recientemente ha cobrado relevancia en las regiones de Sudamérica, Centroamérica y México. Por la importancia que tiene es uno de los defoliadores mejor estudiados en el trópico.

HOSPEDANTES

Es un insecto polífago con más de 45 especies de hospedantes. La mayoría de estas plantas pertenecen a las familias Bignoniaceae, Lamiaceae, Verbenaceae, Oleaceae, Juglandaceae, Rhizophoraceae y Araliaceae, estos registros se conocen principalmente de Asia. En las plantaciones de México se ha detectado en teca y en varias especies de plantas silvestres de las que aún falta la identificación. De los hospedantes registrados en otras partes del mundo destacan los mangles del género *Avicennia*, los cuales sufren defoliaciones en la India, Brasil y Costa Rica; de la India, también se reporta a *Rhizophora* como hospedante secundario y algunas plantas silvestres como *Vitex* y *Premna*. En Estados Unidos se reporta de *Crescentia cujete* y *Tabebuia pentaphylla*, este arbusto conocido en México como jícaro, tiene amplia distribución en Campeche, Chiapas, Guerrero, Tabasco, Veracruz y Yucatán; también de Estados Unidos se reporta como hospedante a *Spathodea campanulata*, el tulipán africano, árbol de amplio uso urbano y de alineación. En la región del Caribe se ha reportado sobre *Vitex parviflora* y *T. pentaphylla*. Se cree que las poblaciones de *Hyblaea puera* permanecen en hospederos secundarios cuando la teca no tiene follaje. La importancia de conocer los hospederos secundarios radica en que se podrían identificar áreas potenciales de refugio de los insectos y en dado caso actuar sobre éstos como una estrategia de manejo preventiva.

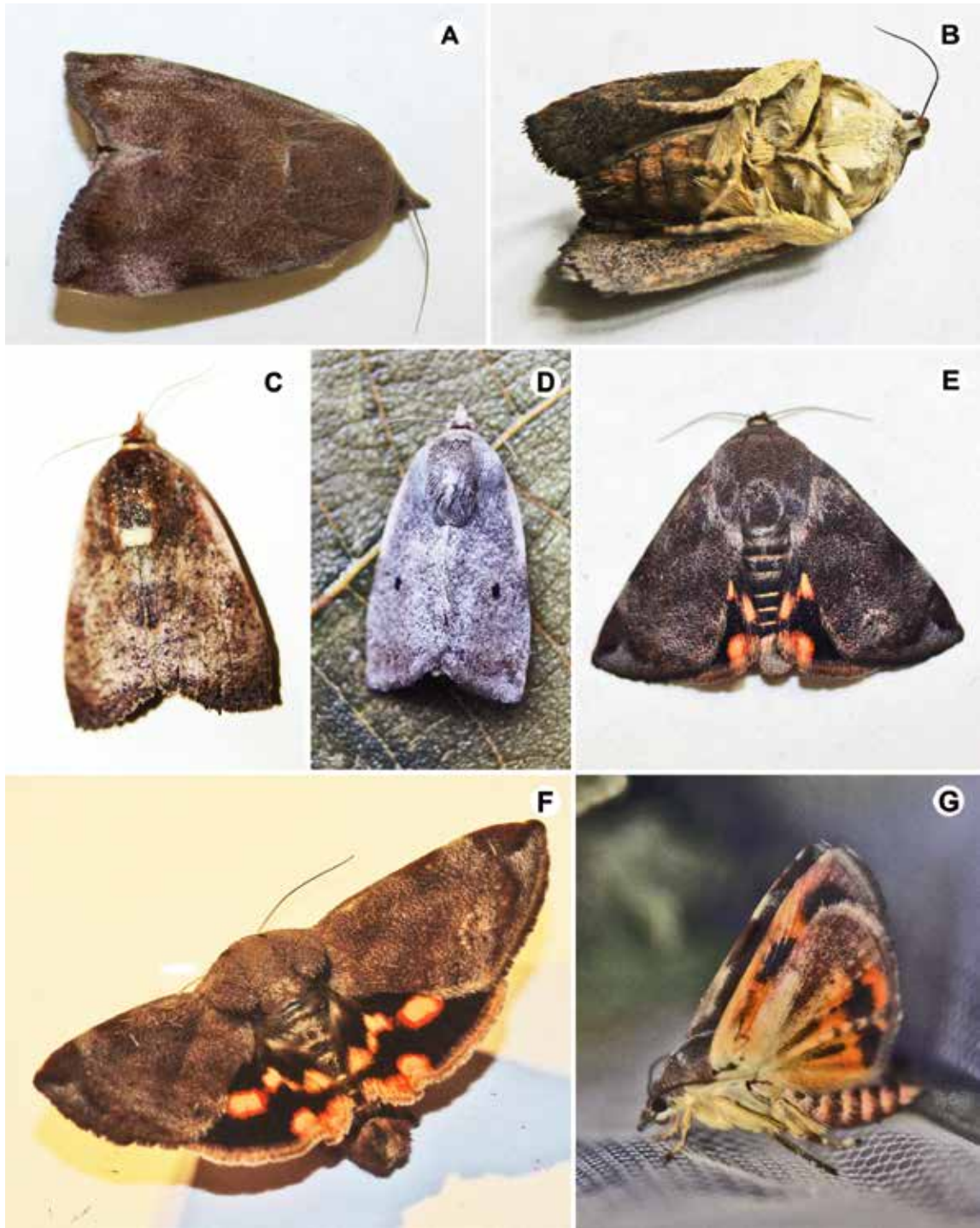
DISTRIBUCIÓN

Es un insecto con amplia distribución en los trópicos del mundo; se supone originario de la India y del sureste asiático, de donde se cree ha sido llevado a otras partes del mundo; ahora se reconoce del norte de Australia, sur y este de África, China, sur de Estados Unidos (Arizona, Texas y Florida), América Central y América del Sur hasta Paraguay. En México se ha detectado en los estados de Campeche, Tabasco y Veracruz; por su amplia capacidad de dispersión es posible que esté en otros estados, como Chiapas y Oaxaca, lugares en donde se ha introducido la teca.

IMPORTANCIA

Conocido a nivel mundial como el “esqueletizador de la Teca”, produce defoliaciones importantes en plantaciones durante el periodo que precede a la estación lluviosa, etapa en la cual los árboles comienzan la foliación, siendo estos ataques los de mayor importancia; sin embargo, los ataques pueden continuar durante el periodo de lluvias. En México, las defoliaciones más importantes ocurren en los meses de junio a septiembre. En la India, Nair (1988) menciona que una plantación de 36 hectáreas de teca puede contener 450 millones de larvas y que infestaciones severas pueden reducir hasta el 44 % de volumen a cosechar; este autor también realizó estudios de impacto por hectárea, encontrando que los árboles de una hectárea protegida con insecticidas tuvieron un incremento medio anual de 6.7 m³/ha; en cambio, las no protegidas tuvieron un incremento medio anual de 3.7 m³/ha. Las proyecciones realizadas sugirieron que en las plantaciones protegidas lograrían el mismo volumen en 26 años; en comparación con las no protegidas que requerirían 60 años para alcanzar el mismo volumen. En mangle las defoliaciones se comportan de manera ligeramente distinta a como sucede en

Insectos defoliadores



Defoliador de la teca *Hyblaea puera*. A , C, D, E, F y G Diferente patrón de coloración de los adultos. B Vista ventral de un adulto.

teca; las infestaciones en Brasil ocurren después de la temporada de lluvias y el excremento que se deposita en el agua permite crecimientos explosivos de artrópodos, principalmente camarones, lo que incide en la cosecha de ellos, sin embargo, no se ha estudiado el efecto a largo plazo de las defoliaciones sobre el mangle.

DESCRIPCIÓN

Los adultos miden de 3 a 4 cm de expansión alar, las alas anteriores son café grisáceo y el patrón de bandas puede ser variable, mientras que las posteriores son negras con obvias manchas amarillo-naranja, el margen exterior de las alas anteriores está uniformemente curvado. En reposo el adulto esconde las alas posteriores. Los huevos son puestos individualmente, al principio son de color blanquecino y luego toman una coloración rojiza. La larva madura mide hasta 4.5 cm de longitud, de color variable, de gris claro a negro, con bandas longitudinales de color de amarillo a naranja y laterales blancas.

CICLO BIOLÓGICO

Se identifican varias generaciones por año, con actividad mayor en los meses de mayo a agosto. En la India, un solo ciclo puede requerir de 14 a 47 días para cerrarse, su duración depende estrechamente de las condiciones climáticas, sobre todo de temperatura y humedad; en México nunca se ha estudiado la variación en la duración del ciclo. Los huevos son depositados individualmente por las hembras en el envés de las hojas nuevas, a lo largo o cerca de las venas; cada hembra deposita alrededor de 500 huevos, con máximos cercanos a 1000, requieren de 2-5 días para su incubación. Las larvas pasan por cinco instares, con los dos primeros alimentándose de la superficie foliar, generando parches de tejido esqueletizado; es hasta el tercer instar que la larva puede cortar el borde la hoja para hacer un refugio con tejido plegado en forma de media luna, el cual une con hilos de seda, desde aquí sale para alimentarse; este instar larvario, esqueletiza hojas viejas y consume completamente las hojas nuevas. Los instares IV y V también hacen

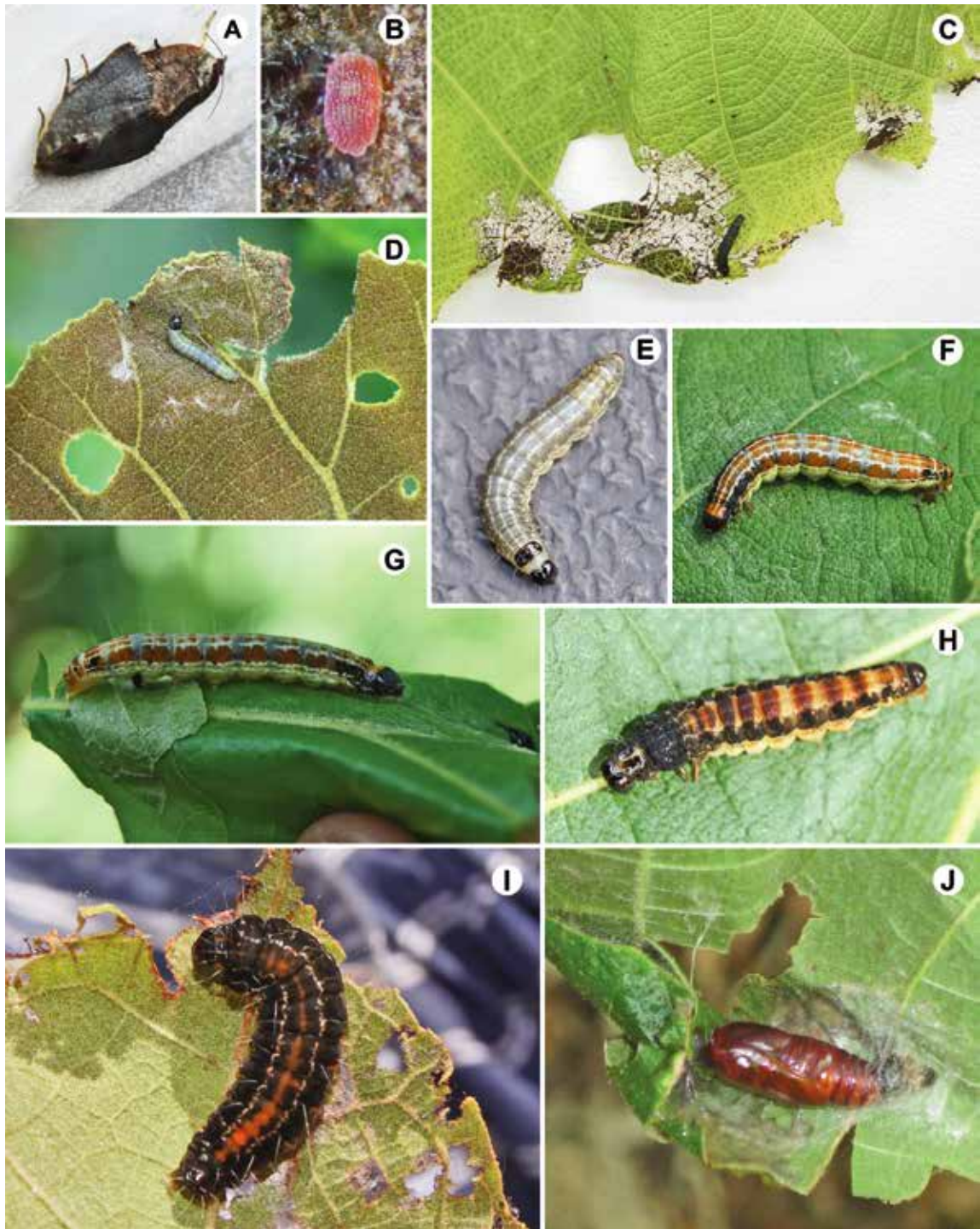
su refugio doblado y, de las hojas viejas solo dejan las venas principales. Las larvas pueden completar su desarrollo en 12 días, pero solo cuando las condiciones para ellas son óptimas. Para pupar las larvas maduras se mueven hacia la periferia de las hojas, hacen un corte semicircular, el cual sellan con hilos de seda y pupan en su interior; otras larvas descienden al suelo a través de hilos de seda y buscan entre el pasto, la hojarasca o en materiales terrosos un lugar para formar un capullo de seda, la seda está suelta e incorpora materiales adyacentes; en ocasiones pupa debajo de hojas verdes, incluso de otras plantas. La densidad de población baja cuando las hojas de la teca están maduras y próximas a caer.

En la India, los enemigos naturales del defoliador son diversos, entre los parasitoides destacan las moscas taquínidas *Palorexia solennis*, las avispas *Sympiesis hyblaeae*, *Brachymeria lasus*, *Eriborus gardneri*, *Stictopictus*, sp. y *Echtmorpha agrestoria notulatoria*; sin embargo el parasitismo total apenas alcanza el 9 % de la mortalidad y no se conoce si existen algunos de estos parasitoides en América. En México las hormigas parecen ser uno de sus principales depredadores, sin embargo, la acción de éstas parece no repercutir seriamente en las poblaciones de *H. puera*. Los patógenos ofrecen mejores alternativas de control, con *Bacillus thuringiensis*, *Hirsutella* sp. y un virus de poliedrosis nuclear (HpVPN); este virus tiene la posibilidad de ser usado en el manejo del defoliador ya que es específico para la especie. Los insectos depredadores son varios, existen coleópteros carábidos, chinches pentatómidas y mántidos que consumen larvas y pupas. Las aves consumen larvas y adultos, en la India se identificaron 48 especies de aves depredadoras de *H. puera*.

DAÑOS

Las larvas son las que causan los daños a las plantaciones, las jóvenes se alimentan de la lámina foliar raspando el envés; conforme avanzan en edad hacen orificios circulares de varios cm de diámetro, posteriormente se alimentan de toda la hoja, solo dejan las nervaduras principales. Las larvas pliegan y unen con seda un

Insectos defoliadores



Defoliador de la teca *Hyblaea puera*. **A** adultos apareándose, **B** huevecillo maduro, note la coloración rojiza. **C, D, E, F y G** Larvas de diferentes ínstares; en **H e I** larvas de último ínstar en estado de prepupa. **J** la hoja se desplegó para apreciar la pupa.

borde de la hoja con la lámina foliar donde se albergan. De allí salen a alimentarse del resto de la lámina foliar dejando únicamente las nervaduras primarias y secundarias. En ataques severos se pueden observar hasta 12 larvas por hoja y defoliaciones totales, partiendo en forma preferencial de las hojas más jóvenes. Los brotes de crecimiento también pueden ser dañados o muertos, con lo que se puede afectar la calidad y forma del árbol. En infestaciones severas solo quedan las nervaduras de las hojas; como consecuencia del daño se tiene reducción de crecimiento, muerte de puntas y excepcionalmente muerte de árboles.

MANEJO

Las infestaciones en las plantaciones de México han crecido en los últimos años, algunas han sufrido defoliaciones parciales en superficies compactas cercanas a las 1000 hectáreas. Aún no se tienen estimadores de los impactos a las tasas de crecimiento en plantaciones de Campeche y Tabasco, pero existe preocupación por los plantadores.

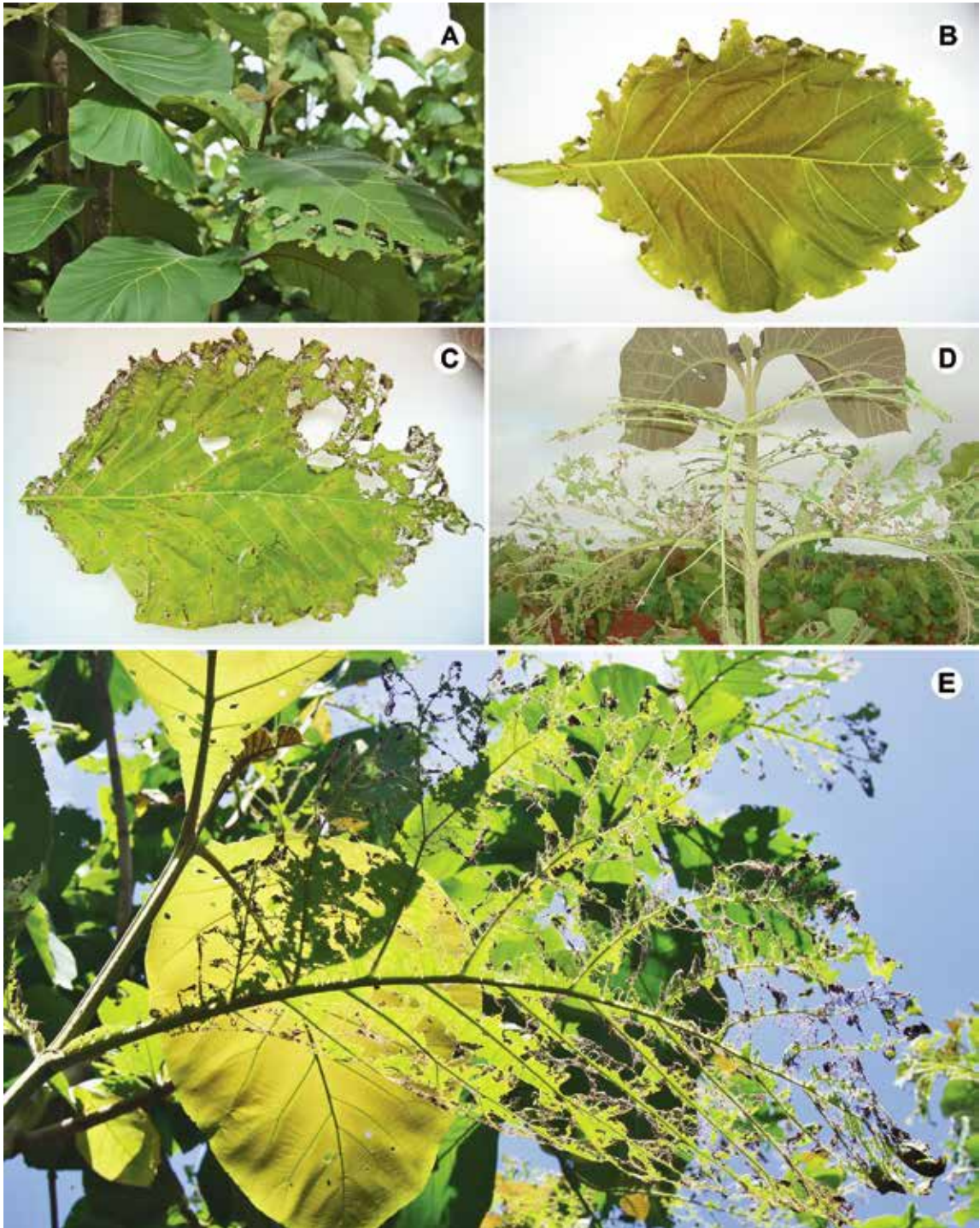
Para el desarrollo de un plan de manejo integrado de este defoliador se está desarrollando una estrategia basada en el monitoreo de poblaciones mediante trampas de luz buscando un sistema de alerta temprana e inspecciones continuas durante la temporada en que previamente han ocurrido ataques.

El control químico es una opción para cuando se espera que las infestaciones sean severas, los plantadores de México utilizan espinosinas como insecticida básico; este producto actúa por ingestión y contacto, tiene propiedades translaminares y es de baja persistencia en el

ambiente, puede proteger el follaje por 7 a 14 días. Otra opción de combate es con la bacteria *Bacillus thuringiensis* (B. t) var. *kurstaki* en dosis de 1 a 1.5 g de producto comercial por litro es eficiente pero debe llegar al follaje cuando las larvas son pequeñas y debido a la velocidad del ciclo es difícil lograr la aplicación oportuna. Debido al tamaño y densidad del follaje de la teca, la aplicación de insecticidas químicos o bio-rationales en las plantaciones es compleja, casi siempre se requiere de asperjar por vía aérea, avión o helicóptero, si la infestación es detectada en tiempo se puede atacar desde el suelo usando mochilas aspersoras de motor pero solo si los árboles son jóvenes y aún no tienen mucha altura. El entomopatógeno más promisorio en el manejo de *H. puera* ha sido un baculovirus causante de poliedrosis nuclear (HpNPV), esta enfermedad ha causado mortalidades a escalas muy grandes de manera natural en el sureste asiático, en pruebas realizadas ha reducido hasta en un 76% la defoliación de *H. puera* si no hay lluvia después de la aplicación. En la India causa mortalidad a los tres días de aplicación, se aplica contra larvas de tercer ínstar en dosis de 5.49×10^{11} CI (cuerpos de inclusión, poliedros) por Ha.

Los resultados parecen adecuados para el control y por ello se debe buscar su utilización en México. Los productos bio-rationales *Beauveria bassiana* y azadiractina no fueron efectivos en pruebas consecutivas; aunque en algunos reportes indican que la azadiractina logró controlar hasta el 80 % de las larvas.

Insectos defoliadores



Defoliador de la teca *Hyblaea puera*. A larvas de último instar causando dobleces en las hojas. B y C daño inicial provocado por larvas de los primeros instares. D y E defoliación severa, note que solo quedan las nervaduras.

2.13. Defoliador del eucalipto, *Sarsina violascens*

HOSPEDANTES

Ataca a los eucaliptos de todas las especies que se utilizan en plantaciones tropicales; en México, las especies registradas como hospedantes son *E. grandis*, *E. pellita* y *E. urophylla*, también tiene como hospedantes otras especies de árboles dentro de la familia Myrtaceae.

DISTRIBUCIÓN

El género *Sarsina* se distribuye en el sureste de México, la especie *Sarsina violascens* se encuentra en Centro y Sudamérica, hasta Brasil.

IMPORTANCIA

Es la principal plaga de gusanos defoliadores de las plantaciones de eucalipto de Tabasco y Veracruz, las defoliaciones continuas obligan a la aplicación de medidas de control.

DESCRIPCIÓN

Los adultos, hembras y machos, son de tamaño mediano, miden hasta 3.5 cm de longitud y hasta 5 cm de expansión alar, tienen dimorfismo sexual ya que los machos poseen antenas bipectinadas. Los huevos son puestos en grupos, de varias decenas, son esféricos, lisos, con el polo inferior plano, luego de su puesta, de color crema uniforme, al estar cerca de la eclosión son de color naranja rojizo, con micrópilo oscurecido en el polo superior, miden 1.2 mm de diámetro. Las larvas pasan por seis instares, el último alcanza los 3 cm de longitud, con la cabeza es verde olivo, la parte dorsal del cuerpo con manchas castaño claras y manchas oscuras en la base de los escolus dorsales que son largos y urticantes. La pupa es obtecta, la superficie del cuerpo es lisa con setas amarillas en los segmentos torácicos y abdominales, inicialmente de coloración verdosa, luego castaño clara.

CICLO BIOLÓGICO

Las palomillas tienen un vuelo crepuscular permaneciendo ocultas durante el día, bajo

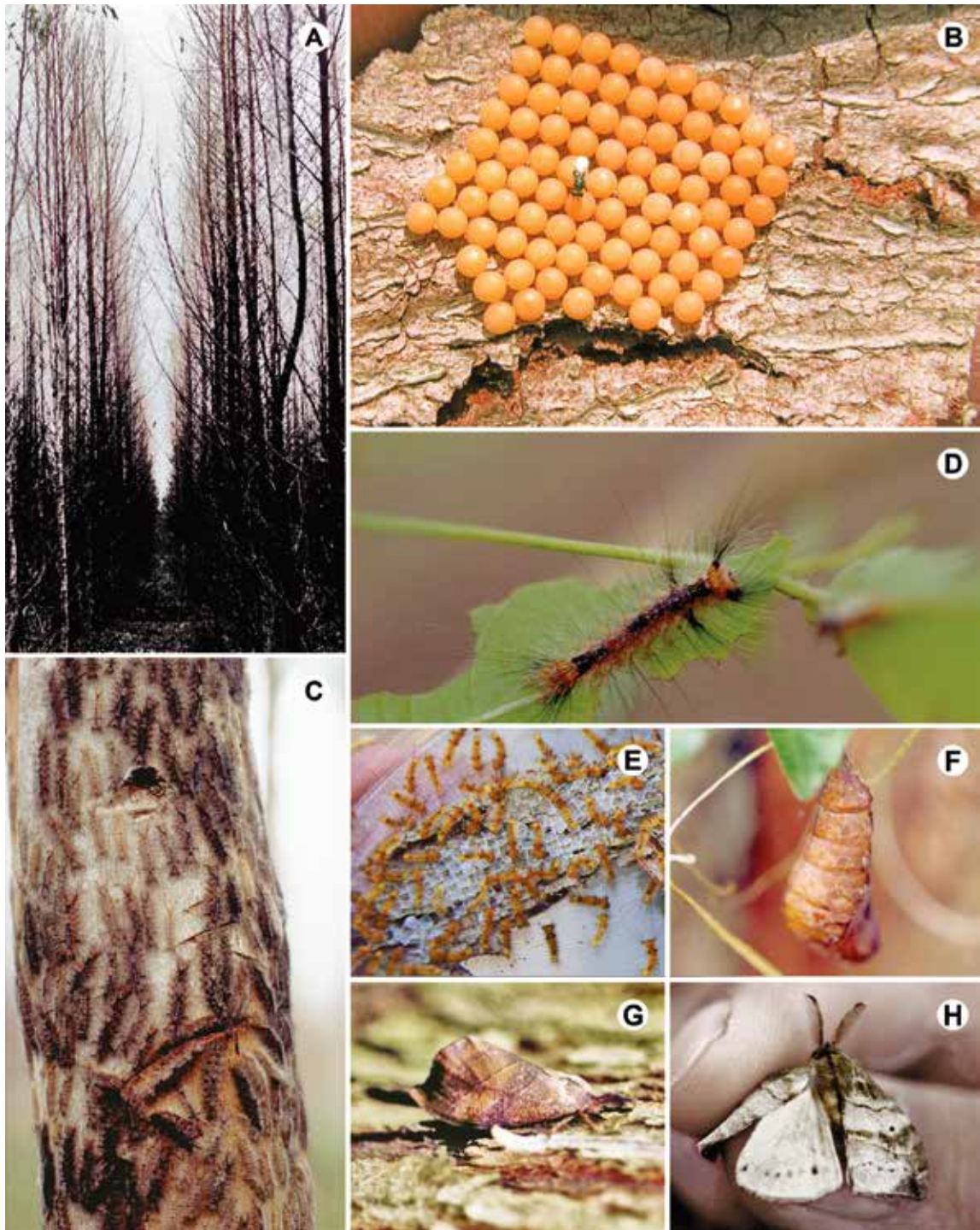
piedras o en la vegetación arbustiva. En Brasil se ha registrado una duración de huevo a larva madura de 58 días, lo que permite suponer que en México existen varias generaciones en el año, en Veracruz y Tabasco se han registrado infestaciones severas en los meses de noviembre a febrero, con poblaciones escasas en los siguientes meses del año. Las larvas pueden defoliar completamente a sus hospedantes, cuando esto sucede, grandes números de larvas bajan de la copa de los árboles y buscan nuevos individuos en los cuales terminar su ciclo; las larvas se alimentan durante la noche y bajan a la base del tronco para agregarse durante el día; sobre la superficie de los troncos de árboles en pie, se pueden encontrar por cientos, mimetizadas con la corteza de los árboles. La pupación ocurre entre las hendiduras de la corteza, debajo de troncos tirados o de piedras, colgadas de las ramillas de los eucaliptos o de arbustos de pequeña altura.

DAÑOS

Las larvas consumen las hojas de los eucaliptos de diferentes edades, también lesionan los brotes al comer parte de la corteza nueva. Las consecuencias de la defoliación son principalmente reducción de crecimiento en altura y diámetro, mortalidad de puntas y muerte descendente de la copa, incremento en la mortalidad durante periodos secos; los árboles que sufren de raíz enredada y que son defoliados mueren rápidamente. Los daños de defoliación ocurren en manchones, algunos de varias decenas de hectáreas en plantíos de edades mayores a 3 años.

MANEJO

Para su prevención se sugiere el monitoreo continuo, mediante el uso de trampas de luz negra, las cuales se colocan a una altura de 2 metros sobre el suelo y se cambia su contenido cada 15 días, este monitoreo solo se sugiere hacerlo uno o dos años para lograr la determinación precisa



Defoliador del eucalipto *Sarsina violascens*. **A** plantación de *Eucalyptus grandis* defoliada. **B** masa de huevos, con avispa *Telenomus* ovipositando en ellos **C**, **D** y **E** larvas, las de **E** son recién emergidas de los huevecillos. **F** pupa. **G** y **H** adultos, el de **H** es macho.

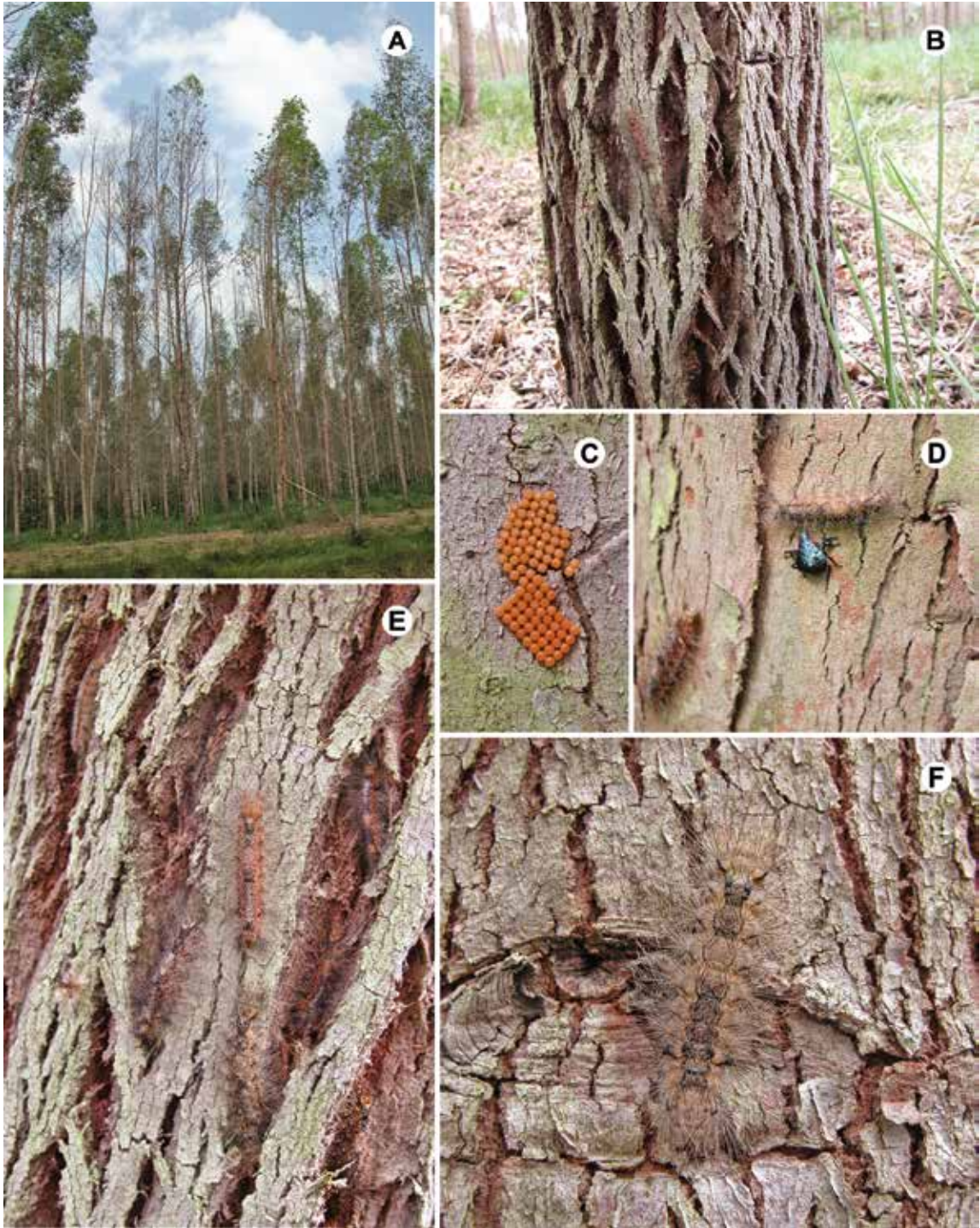
de las fechas de ocurrencia mayor de adultos y con ello planear la aplicación de medidas de combate. Para el manejo del insecto existen alternativas de control biológico con parasitoides de huevecillos; en las plantaciones de Tabasco existe una especie de avispa, *Telenomus*, que parasita con eficiencia los huevecillos, esta avispa se puede someter a una cría para incrementar sus poblaciones y hacer liberaciones cuando existan tendencias de crecimiento al alza de los adultos. Las larvas de este insecto tienen el hábito de descender por los troncos y pasar el periodo diurno del día en reposo; lo anterior permite utilizar con eficiencia a los hongos entomopatógenos, se sugiere aplicar

Beauveria bassiana, una formulación comercial es de 2.3×10^7 conidios por ml, aplicar 750 ml en 200 litros de agua y de esta formulación, con bomba manual o de motor, aplicar al tronco de los árboles defoliados y con larvas en reposo, las larvas que entren en contacto con el hongo se moverán y ayudarán en la dispersión del patógeno. Aunque la bacteria *Bacillus thuringiensis* podría controlar las larvas que están comiendo follaje, no se sugiere su uso al requerir de grandes volúmenes de agua para cubrir las copas de los árboles; sin embargo, sí se sugiere su uso en caso de aplicar con helicóptero.



Plantación de *Eucalyptus urophylla* con defoliación por *Sarsina violascens*.

Ref. bibliográfica: 26, 76, 154, 252, 254, 255.



Defoliador del eucalipto *Sarsina violascens*. **A** plantación de *Eucalyptus urophylla* con defoliación. **B** larvas, en reposo diurno sobre corteza de árbol defoliado, en la noche regresan a la copa a seguir defoliando. **C** masa de huevos sobre corteza de árbol. **D**, **E** y **F** larvas maduras; en **D** una chinche depredadora del género *Podyssus* alimentándose de larvas.

2.14. Defoliador de la tabebuia, *Eulepte gastralis*

HOSPEDANTES

Tabebuia donell-smithii, *T. roseae*

DISTRIBUCIÓN

Amplia distribución en la América tropical, desde México hasta Colombia y Venezuela. En México se tienen registros en Veracruz y Tabasco, pero es seguro que se encuentra a lo largo de distribución de la especie hospedante, principalmente *Tabebuia rosea*.

IMPORTANCIA

Insecto de importancia moderada, causa defoliaciones en planta joven en viveros y plantaciones, solo en los primeros se justifica su control. Cuando los árboles crecen, la infestación es tolerable y los enemigos naturales que tiene ejercen control biológico natural que limita el tamaño de las poblaciones.

DESCRIPCIÓN

Los adultos son palomillas con dimorfismo sexual poco obvio, de color amarillo pálido con manchas marrones. Las larvas maduras tienen el cuerpo liso, de color rosáceo-verdoso con setas poco obvias, miden cerca de 25 mm de longitud. La pupa está en el interior de la hoja doblada y pegada con seda.

CICLO BIOLÓGICO

El ciclo se estudió en Venezuela por Hernández y Briseño (1999), un resumen se ofrece aquí. "Bajo condiciones de laboratorio, a una temperatura

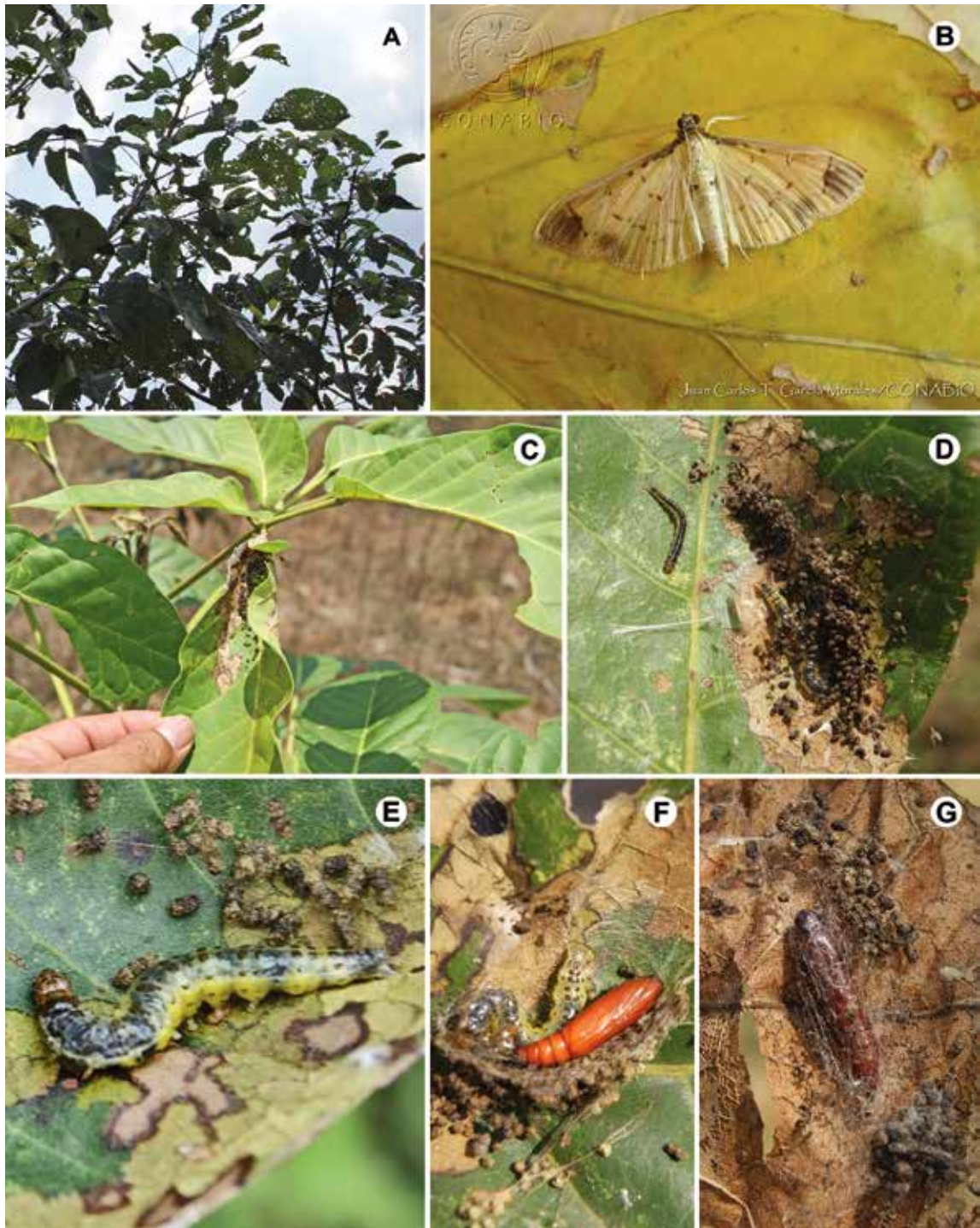
de 23,8°C y humedad relativa de 66,6% se obtuvo un ciclo biológico promedio de $32,43 \pm 7,22$ días, con una amplitud de 30,03 a 34,85 días para una generación. Con una muestra poblacional de 44 huevos, la incubación duró aproximadamente dos días, ovipositados de manera grupal o individual. El desarrollo total de la larva es de cinco instares, la duración total, para un promedio de 37 larvas, fue de $13,7 \pm 3,96$ días con límites de variación entre 12,4 a 15,0 días. El estado pupal dura $10,9 \pm 0,72$ días para una población muestral promedio de 33 individuos y límites de variación entre 10,7 a 11,2 días. La longevidad para el estado adulto fue de $5,79 \pm 2,54$ días, en una población muestral de 37 individuos y límites de variación que van desde 4,96 a 6,63 días. La fecundidad de la especie, fue de 224 huevos por hembra". En Tabasco, las principales infestaciones se registran en los meses de abril a agosto.

DAÑOS

Las larvas son las que generan los daños al follaje, los primeros instares raspan la lámina foliar dejando las nervaduras, los últimos instares consumen las hojas de manera más completa, pero siempre dejando las venas principales, las hojas dañadas son dobladas para proteger las larvas.

MANEJO

Solo se justifica en los viveros, cuando se tienen infestaciones incipientes se sugiere el uso de *Bacillus thuringiensis*, aplicado al follaje y asegurando que se asperje el envés de las hojas.



Defoliador del maculís, *Eulepte gastralis*. A y C daños en hojas, note que la larva hace el daño esqueletizando la hoja. B adulto. D y E larvas, note la diferencia e tamaño, son instares diferentes; en E se aprecia que el cuerpo es largo. F y G pupas, casi siempre inmersas en un agregado de seda y excrementos.

2.15. Hormigas arrieras, *Atta cephalotes*, *A. mexicana*, *A. texana* y *Acromyrmex octospinosus*

HOSPEDANTES

Las hormigas arrieras utilizan hojas como sustrato para cultivar hongos simbiotes, de los cuales se alimentan, por ello la lista de especies vegetales utilizadas como sustrato es enorme, incluye herbáceas, arbustos y árboles, en los grandes grupos de monocotiledóneas, dicotiledóneas y algunas coníferas.

DISTRIBUCIÓN

En México, la distribución de las hormigas arrieras solo se limita por las cotas altitudinales superiores a los 2200 msnm, existen hormigas arrieras en todo el territorio; aunque las especies tienen distribución más específica. En el cuadro se muestra la distribución por estados.

Distribución de las hormigas arrieras

Especie	Estados
<i>Atta cephalotes</i>	Camp., Chis, Oax., Q. Roo, Tab., Ver., Yuc.,
<i>Atta mexicana</i>	Ags., D. F., Dgo., Gto., Gro., Hgo., Jal., Mor., Nay., N. L., Qro., S. L. P., Son., Tamps., Ver.
<i>Atta texana</i>	Coah., N. L., Tamps, Ver.
<i>Acromyrmex octospinosus</i>	Chih., Camp., Gro., Yuc.

DESCRIPCIÓN

Las hormigas cortadoras de hojas o “arrieras” se destacan por haber desarrollado un sofisticado hábito de cultivar jardines de hongos sobre sustratos compuestos por hojas de plantas, las cuales son cortadas y llevadas hasta el hormiguero y colocadas en “jardines” para que un hongo específico se desarrolle en ellas.

En México, las hormigas arrieras se ubican en 2 géneros, *Atta* y *Acromyrmex*; de los dos, el primero es el que tiene mayor importancia económica y ecológica. La morfología de ambos géneros es distinta y permite separarlos fácilmente.

El género *Atta*

Las hormigas de *Atta* tienen 3 pares de espinas sobre el cuerpo, abdomen liso, con pelos largos, con casta de soldados; en general son de tamaño grande, de color oscuro, con hormigueros muy profundos y extensos, con varias bocas de entrada y salida, con caminos de acceso identificables, despejados y amplios.

Los obreros adultos son de tamaño variable de 3 a 14 mm de longitud, extremadamente polimórficos; los más pequeños con anchura de cabeza menor a 1 mm y los más grandes con 4.5 mm de anchura, son de coloración café rojizo, con la parte dorsal de la cabeza y tórax sin setas, lisa y brillante; las antenas con flagelo de nueve artejos, sin que los dos últimos formen una clava; pronoto, mesonoto y propódeo con espinas o tubérculos dorsales; postpecíolo articulado a la parte anteroventral del gaster.

Son insectos sociales que presentan castas de reproductores y obreras. Los reproductores alados miden 13 a 17 mm de longitud; puede haber hembras ápteras, fecundas que nunca abandonan el nido.

Las obreras se diferencian en tres castas:

Permanentes (hormigas ápteras). Esta casta está compuesta por una Reina; hembra fértil, única en la colonia (monogina), su función es la de producir individuos idóneos para cada una de las actividades que se han de desarrollar en el hormiguero. El tiempo de duración de una reina de *Atta* es de 10 a 20 años aproximadamente y puede poner un millón de huevos por año. Es el individuo de mayor tamaño en la colonia, para la especie *Atta cephalotes*, ésta llega a medir entre 2.3 a 2.5 cm de longitud.

Temporales (hormigas aladas). Conforman esta casta hembras vírgenes y machos alados, los cuales se encargarán de perpetuar la especie fundando nuevos hormigueros. Normalmente salen al vuelo nupcial al inicio de la época de lluvias, de un hormiguero maduro, cada año, pueden salir hasta 15,000 machos y 10,000 hembras, el apareamiento se realiza durante el vuelo, donde 6 a



Hormiga arriera. *Atta cephalotes*. Sendero de hormigas de la casta de trabajadoras, en este caso el árbol defoliado es *Toona ciliata*

8 machos provenientes de diferentes hormigueros copulan con una hembra, la cual almacena, dentro de su cuerpo en una espermateca, los espermatozoides aportados por cada uno de los machos.

Obreras. Son hembras estériles, consideradas como el grupo poblacional más grande de una colonia, son de tamaño variable de 3 a 14 mm de longitud, extremadamente polimórficos; los más pequeños con anchura de cabeza menor a 1 mm y los más grandes con 4.5 mm de anchura, son de coloración café rojizo, con la parte dorsal de la cabeza y tórax sin setas, lisa y brillante; las antenas con flagelo de nueve artejos, sin que los dos últimos formen una clava; pronoto, mesonoto y propódeo con espinas o tubérculos dorsales; postpeciólo articulado a la parte antero-ventral del gaster. Según la función que realizan se dividen en:

- **Exploradoras.** Se encargan de buscar nuevas fuentes de hojas, seleccionan las plantas a ser cosechadas.

- **Cortadoras y cargadoras.** Como sus nombres lo indican, estos individuos se encargan del corte y acarreo del material vegetal al hormiguero, son de tamaño medio con una longitud de 0.7 a 0.9 cm en *A. cephalotes* y puede observársele desarrollando otras funciones dentro del hormiguero.

- **Escoteras.** A estas pequeñas hormigas de 0.3 a 0.4 cm de longitud, se les atribuyen funciones de limpieza del material vegetal mientras es transportado al hormiguero, por ello es común verlas sobre el trozo de hoja cuando es llevado por la cargadora. Además cumple la función de alertar a la cargadora acerca de la presencia de enemigos naturales.

- **Soldados.** Son individuos que miden entre 1.3 y 1.4 cm de longitud, se diferencian de los demás por tener una cabeza prominente y unas fuertes mandíbulas diseñadas para contrarrestar el ataque de cualquier intruso en el hormiguero. Cuando por cualquier medio se altera un hormiguero son los primeros individuos que salen de él a defenderlo.

- **Jardineras.** Son hormigas muy pequeñas llegando a medir máximo 0.3 cm de longitud, desempeñan múltiples funciones que van des-

de la limpieza de las cámaras, preparación del material vegetal para el cultivo del jardín del hongo, alimentación de larvas, del cuidado y protección de la reina, huevos, larvas, y pupas.

En general las obreras desarrollan cerca de 29 tareas diferentes dentro de un hormiguero.

El hormiguero de *Atta*

Las hormigas arrieras construyen grandes hormigueros, en ocasiones con extensiones que alcanzan los 700 y 1.000 m² conformados por cámaras, algunas de ellas son utilizadas para el cultivo de hongos y otras son destinadas como basureros donde depositan no solo basuras y desechos sino también los cadáveres de las mismas. Estas cámaras están comunicadas entre sí por innumerables galerías con profundidades de 4 y 5 metros.

En el interior de las cámaras para cultivo del hongo utilizan las hojas para formar una masa sobre la cual siembran el hongo *Leucocoprinus gongylophorus*, éste produce unos cuerpos de forma esférica y poroso, en la superficie se forman terminales globosas de los cuales se alimentan las hormigas, ellas poseen un aparato bucal masticador con adaptaciones para lamer y tomar líquidos.

En la parte externa de un hormiguero del género *Atta* se pueden diferenciar claramente 3 tipos de bocas:

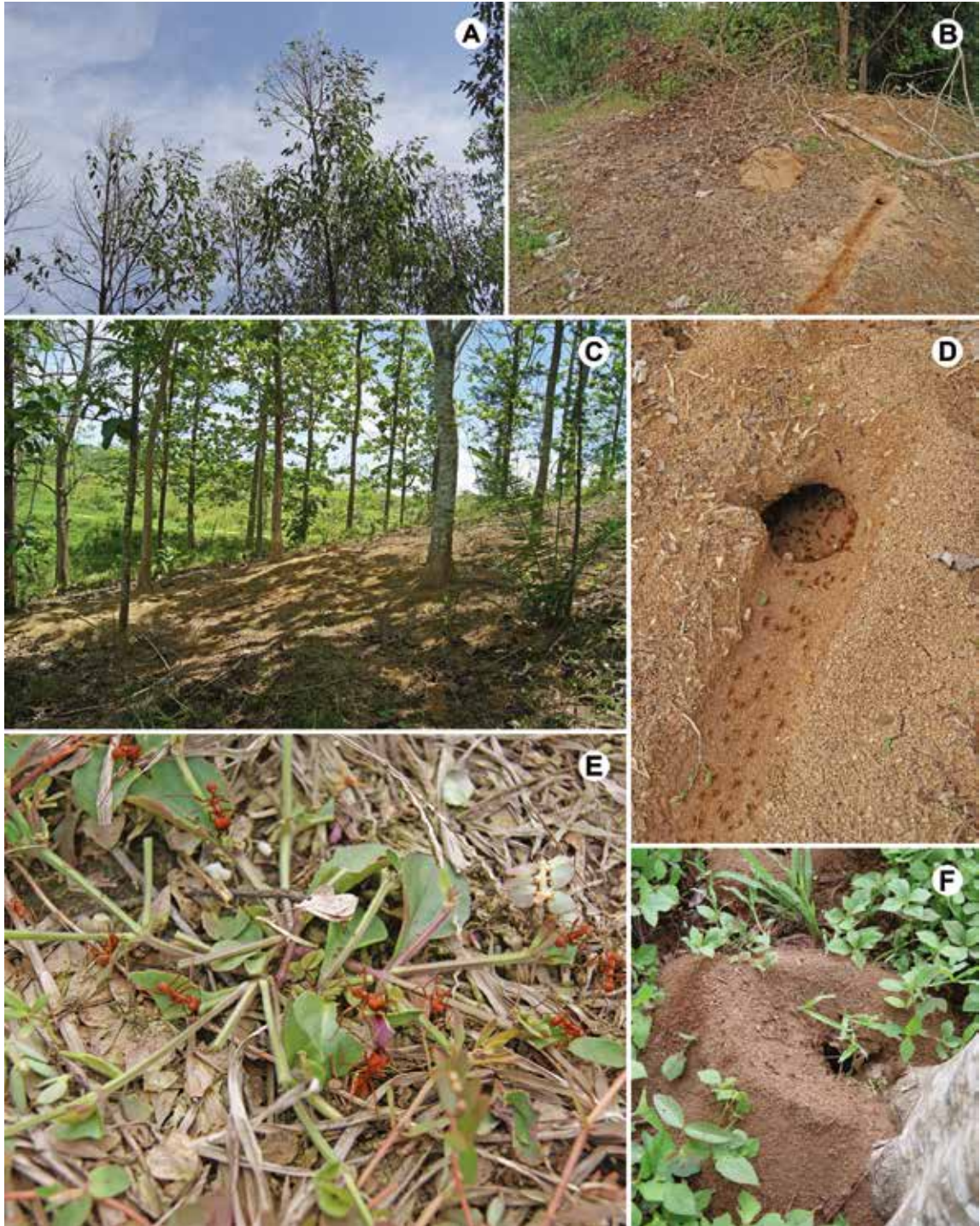
Bocas de forrajeo; sitio por donde las hormigas ingresan el material vegetal al hormiguero, a él se llega mediante caminos de forrajeo y se encuentran normalmente fuera del área del conglomerado central del hormiguero.

Bocas de extracción de tierra; sitio por donde sacan la tierra producto de la construcción de cámaras y canales. Se ubican dentro del área del conglomerado central.

Bocas de aireación; sitios que permiten la circulación de aire y ventilación del hormiguero. Están ubicadas en el área del conglomerado central.

DIAGNOSIS PARA CADA ESPECIE

Para la diferenciación específica se utilizan las obreras grandes que presentan la porción posterior de la cabeza (incluyendo los lóbulos occipitales y vertex) con apariencia lisa, brillante y



Hormiga arriera, *Atta cephalotes*. A daño en la punta de árboles de *Eucalyptus urophylla*. B, C, D y F nido maduro, en C se aprecia el gran tamaño, más de 15 m de diámetro de la boca de entrada; en B y D entrada de obreras que llevan follaje al interior. E obreras cortadoras en el piso de una plantación de pino.

casi libre de pelos o desnuda: primer segmento del gaster liso y brillante: surco frontal de la cabeza ligeramente visible.

Atta mexicana

Los soldados, con espiráculos prominentes, en forma cónica en ambos lados del peciolo y visibles dorsalmente; obreras mayores y menores con dos pares de espinas frontales, el primero más cercano al vertex y el segundo más próximo a las espinas occipitales.

Atta cephalotes

Tiene soldados con espiráculos vestigiales en ambos lados del peciolo y planos (sin elevaciones), no visibles dorsalmente, obreras mayores y menores con un solo par de espinas occipitales.

Atta texana

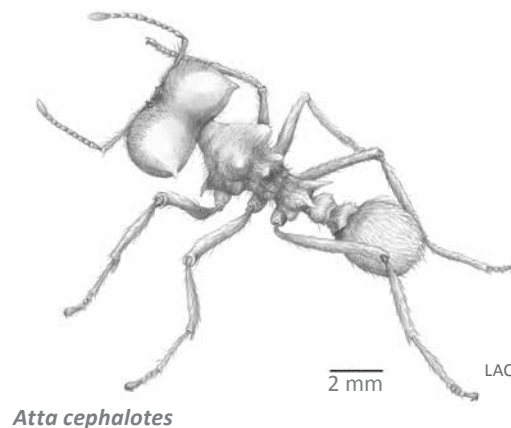
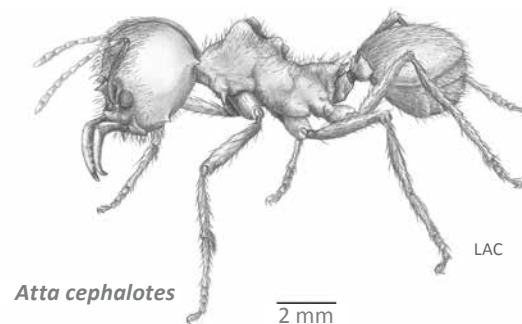
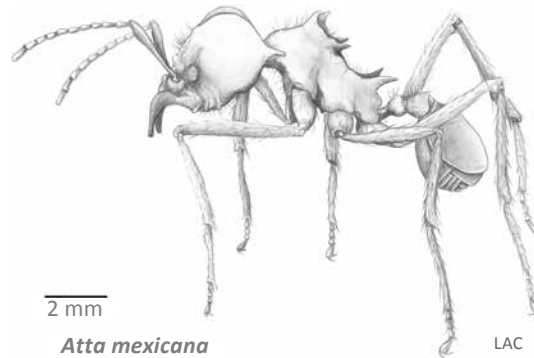
Con soldados con tres pares de espinas prominentes en el tórax, 4-14 mm de longitud.

IMPORTANCIA

Son de las plagas más importantes en la región tropical de México, tanto por su amplia distribución como por su amplio rango de hospedantes. Las colonias que contienen gran cantidad de hormigas, causan defoliaciones severas que reducen el crecimiento en diámetro y altura de los árboles afectados.

Las hormigas arrieras son importantes defoliadores en cultivos agrícolas y forestales en los cuales se han invertido grandes sumas de dinero para su control con resultados poco alentadores, debido en parte al poco conocimiento que de ellas se tiene, a la carencia de metodología para la aplicación de los sistemas de control y a la falta de organización comunitaria para desarrollar programas de manejo.

Cuando se presentan al inicio del establecimiento de la plantación llegan a matar las plántulas. Por estas razones en las plantaciones de eucalipto, melina y pinos tropicales se consideran como plagas de importancia económica que requiere se apliquen métodos de control directos. Estas hormigas en comunidades vegetales naturales cumplen una función biológica importante, ya que reciclan nutrientes y modifican algunas características del suelo. En estas condiciones no se considera plaga.

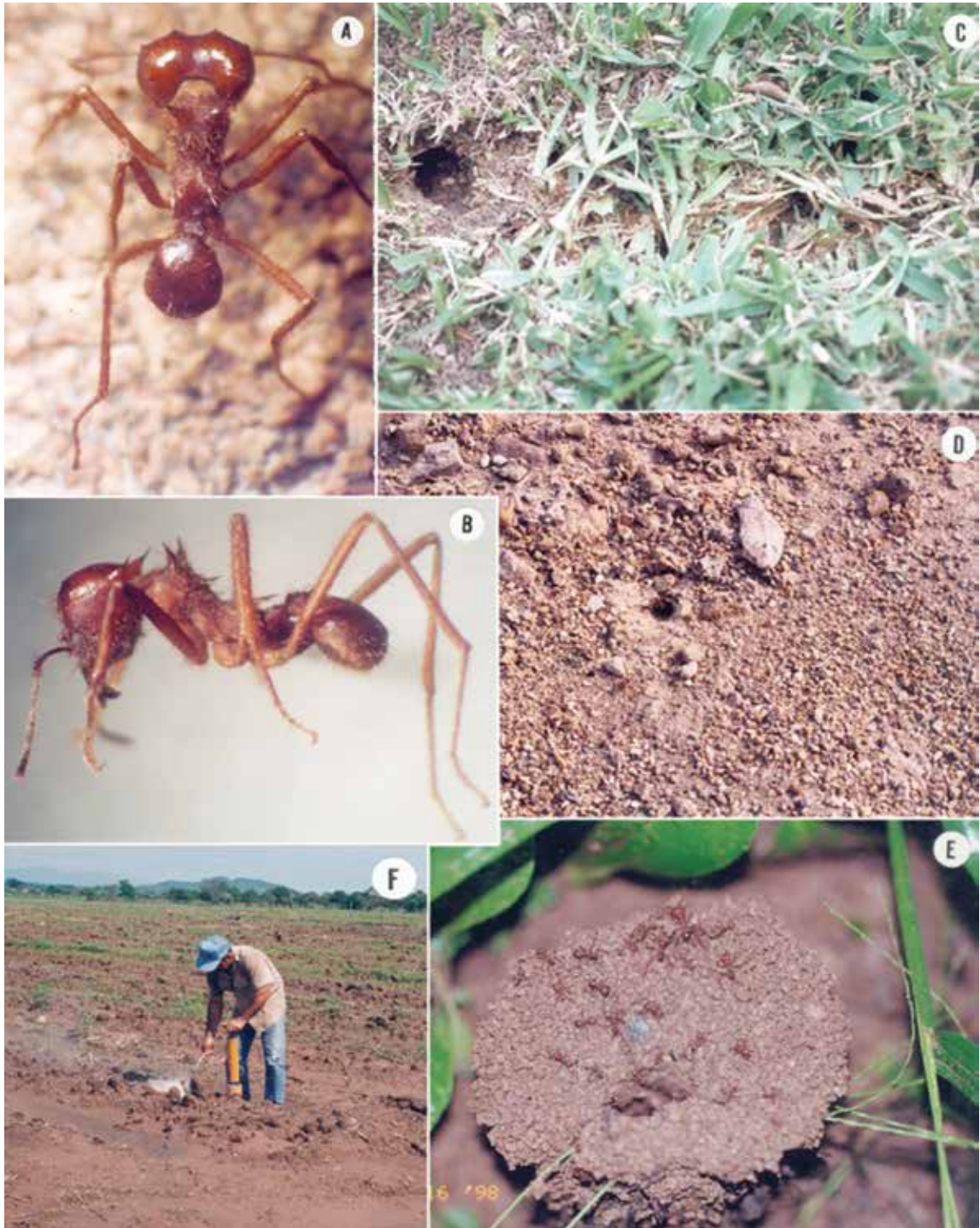


gica importante, ya que reciclan nutrientes y modifican algunas características del suelo. En estas condiciones no se considera plaga.

CICLO BIOLÓGICO

El vuelo nupcial de los reproductores alados, se realiza al inicio de la época de lluvias y es llevado a cabo durante la mañana. Las hembras reproductoras pueden llegar a vivir más de diez años y copulan con cuatro a ocho machos. Una gran mayoría de los reproductores alados

Insectos defoliadores



Hormiga arriera *Atta mexicana*. A y B obrera. C, D y E entrada de hormigas acarreadoras de follaje. F control con espolvoreador, la manguera se introduce en la boca del nido, tiene un alcance limitado.

vírgenes son eliminados por depredadores después de unas horas que han dejado el nido.

Formación de un hormiguero. En la construcción del nido consumen mucho tiempo y energía.

Después del vuelo nupcial o de fecundación, la casta de reproductores se cortan las alas con sus mandíbulas; cada una será la reina de un nuevo nido; para formarlo busca un sitio en el suelo, donde realiza una perforación y descende entre 5 y 30 cm de profundidad dependiendo de las características del suelo, sella el orificio de entrada para evitar la presencia de cualquier agente extraño.

En cuanto se siente segura y protegida, en la profundidad del túnel construye una cámara de unos 6 cm de diámetro.

De la colonia de donde proviene extrae la masa micelial de un trozo del hongo *Leucocoprinus gonglylophorus*, que transporta en una cavidad que tiene en el esófago, la regurgita y lo dispersa en el piso de la cámara para sembrarlo; en este ambiente húmedo a los pocos días, el hongo se ha desarrollado en todas direcciones y la reina inicia la oviposición; pone los primeros tres o seis huevecillos, unos grandes que utiliza para su propio alimento y otros de menor tamaño de donde saldrá la primera generación de hormigas; al cabo de unas dos semanas habrá puesto unos 20 huevos.

Al finalizar el primer mes la colonia estará constituida de huevecillos, larvas y pupas que están prácticamente cubiertos por el hongo, los primeros adultos emergerán después de unos 40 a 60 días, son las primeras obreras encargadas de desarrollar el nuevo hormiguero.

Durante todo este tiempo inicial la reina se encargará de cultivar el jardín de hongos, sin consumir el hongo, sobrevive de la grasa almacenada en su cuerpo y de la catabolización de los músculos alares que no volverá a utilizar y sus propios huevecillos.

Las obreras se alimentarán de las puntas del hongo (gongilidias). Las hormigas obreras recolectoras, salen de sus nidos y forman filas que se dirigen hacia los árboles, subiendo por el tallo y ramas a la copa, en donde con sus mandí-

bulas cortan y transportan porciones circulares de hojas hacia el nido e iniciarán el forrajeo de hojas para el desarrollo del hongo, del cual se alimenta toda la colonia.

A partir de este momento, la reina se convertirá en una “máquina” de hacer huevos por el resto de sus días. Las obreras coleccionarán las puntas de los hongos y alimentarán a las larvas y a la reina.

Al principio el crecimiento de la colonia es lento, a partir del segundo y tercer año se acelera iniciándose la producción de machos y hembras aladas. Durante este periodo el crecimiento de la colonia se desarrolla rápidamente y alcanza su maduración en aproximadamente cinco años.

El ciclo biológico de una obrera de hormiga cargadora, tiene la siguiente duración promedio para cada uno de los estados biológicos:

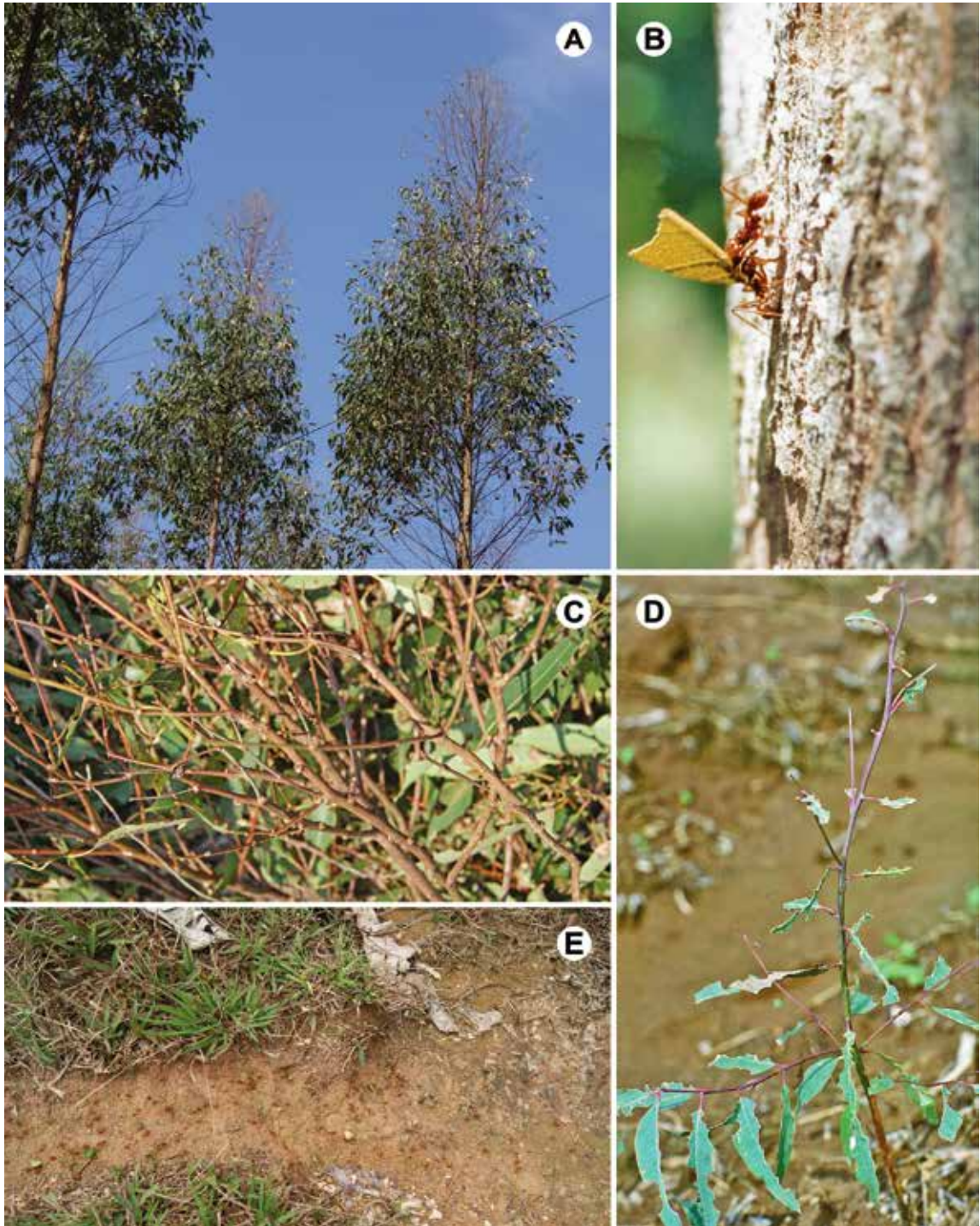
Estados	Duración (días)
Incubación	25
Larva	22
Pupa	10
Longevidad máxima del adulto	120

DAÑOS

Consisten en la corta de hojas en fracciones que puedan ser llevadas al hormiguero, también en caso de que la planta tenga hojas pequeñas, pueden llevar hojas completas. Las hormigas son capaces de defoliar plantas de diferentes tamaños y edades, desde árboles recién plantados de menos de 50 cm de altura, hasta árboles de más de 8 m de altura.

En las plantaciones comerciales, la defoliación inicia en la parte alta de los árboles y progresa hacia abajo. Los árboles pequeños pueden morir como consecuencia del daño, en los árboles mayores se reduce la tasa de crecimiento y hay deformación al matar yemas foliares.

Un solo hormiguero tiene la capacidad para forrajear en superficies tan grandes como media hectárea. Como consecuencia del daño se tiene crecimiento reducido y eventualmente la muerte de árboles.



Hormiga arriera. *Atta cephalotes*. A, B, C y D daño en plantaciones de eucalipto. E camino de acceso al nido.

MANEJO

A lo largo de la historia se han desarrollado muchas actividades para el control de las hormigas arrieras, muy pocas de ellas con éxito. La razón de estos fracasos radica en gran parte en el poco conocimiento que se tiene de las hormigas; su biología, hábitos, características, interacción con los ecosistemas donde habitan etc., la escasa capacitación y entrenamiento del personal encargado de las labores de control y en general la falta de políticas claras a nivel de comunidades para enfrentar el insecto en áreas de alta incidencia.

Las siguientes son actividades llevadas a cabo por empresas plantadoras de eucalipto en México y Sudamérica, aquí se ofrecen como una alternativa viable para reducir las poblaciones del insecto.

- **Inventario general de hormigueros**, se considera la base del programa, ya que mediante él se podrá dimensionar la incidencia del insecto en una área determinada. Para ello se deberán inventariar cada uno de los lotes, parcelas, potreros, de la finca o región.
- **Marcación de hormigueros**, para facilitar su identificación en el campo, se marca cada hormiguero con una estaca visible, la cual llevara una cinta plástica de color en la punta, rotulada con el número correspondiente del hormiguero. Se sugieren los siguientes colores de identificación:

Rojo; indicará hormigueros inventariados.

Amarillo; indicará hormigueros tratados.

Blanco; indicará hormigueros controlados.

- **Limpieza de hormigueros**, con el fin de identificar el área aparente del hormiguero, se deberá limpiar para ubicar las bocas de acarreo de hojas, una vez halladas se marcan con estacas, lo cual no solo facilita la medición sino también las futuras labores de control.
- **Medición de hormigueros**, se deberá medir la longitud de las bocas más extremas del largo y multiplicar por la longitud de las bocas más extremas del ancho, el resultado de esta operación será el área en m² del hormiguero. Esta información es fundamental para aplicar cualquier tipo de producto ya que me-

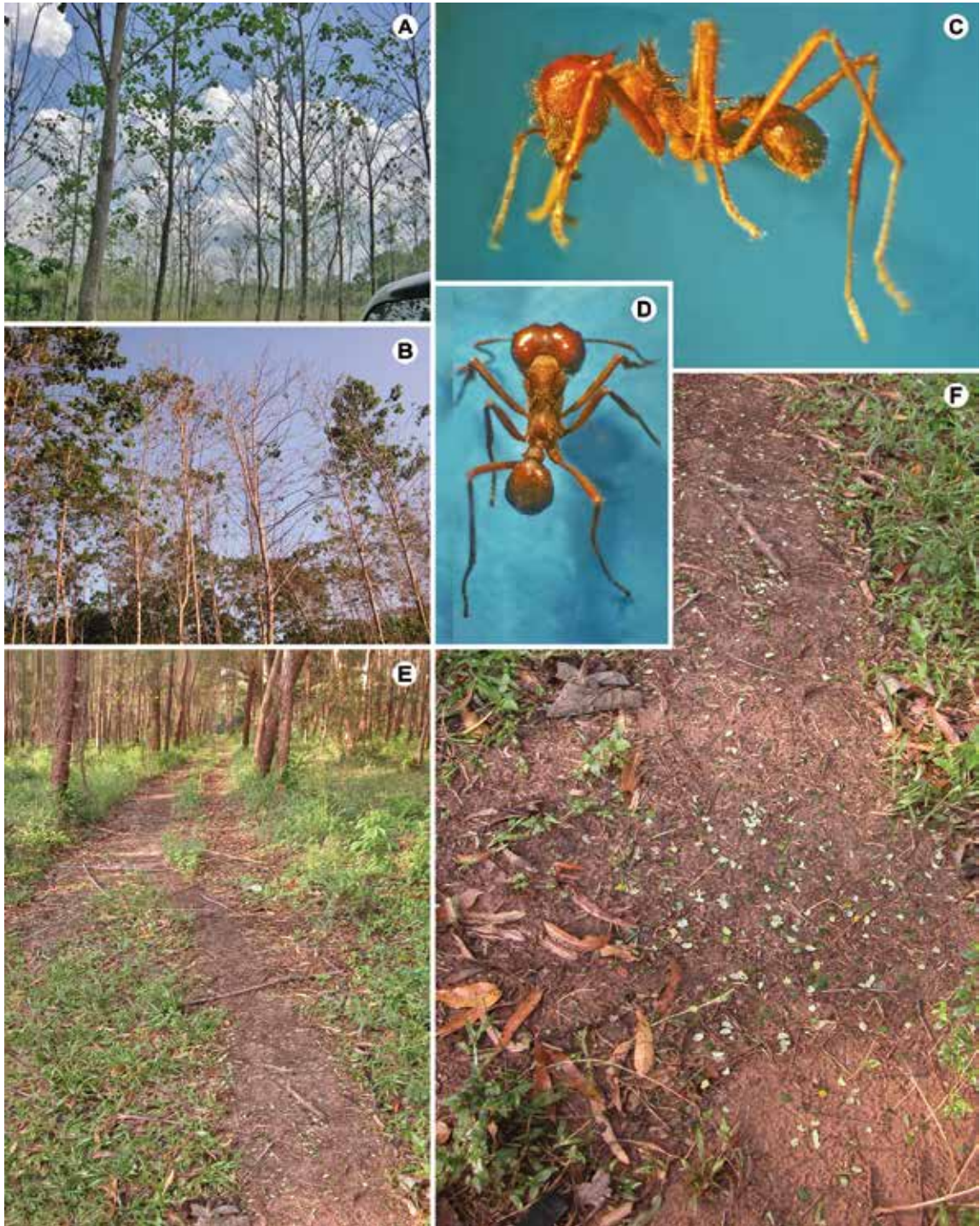
dante ella, nos permitirá calcular la cantidad de producto necesaria para el control del hormiguero. Es importante tener en cuenta que el área del hormiguero no es solamente la del conglomerado central, en ésta deben estar incluidas las bocas de forrajeo.

- **Mapificación de hormigueros**, de ser posible serán ubicados en el mapa de la plantación, permitiendo disponer de información actualizada acerca de la evolución del problema.
- **Calendario de vuelo nupcial**, se deberán identificar las fechas de vuelo nupcial, las cuales se señalarán en un calendario con el fin de implementar futuras labores de control. Basados en la anterior información será posible entonces implementar las siguientes labores de control.
- **Cronograma de control mecánico**, basados en las fechas de vuelo nupcial se programará realizar dentro de los 3 meses siguientes a éste, hacer destrucción manual de hormigueros recién formados, procurando eliminar la reina. Esta actividad ha venido adquiriendo suma importancia en el programa de manejo de hormigas, ya que por medio de ella se disminuye una población que a futuro tendría que controlarse a un elevado costo.
- **No se recomienda realizar la destrucción mecánica de hormigueros adultos**, ya que se pueden llegar a destruir las cámaras más superficiales del hormiguero, pero en las más profundas, muy pocos por no decir ningún daño llegan a sufrir, sumado a esto, los altos costos en mano de obra que representa la ejecución de esta labor.
- **Cronograma de control químico**, se deberán establecer las épocas y fechas adecuadas para la aplicación de productos químicos según su formulación, para ello se tendrán en cuenta las siguientes recomendaciones:

Formicidas en Polvo

- Su aplicación deberá hacerse siempre con equipo insuflador, dadas las características del aparato, solo deberán tratarse hormigueros jóvenes o recién formados. No se recomienda usar

Insectos defoliadores



Hormiga arriera *Atta mexicana*. A y B defoliación en plantaciones. C y D obreras. E y F caminos de acceso, llegan a medir 40 cm de ancho.

en hormigueros adultos pues la probabilidad de que el producto penetre hasta las cámaras más profundas es muy baja. Recientemente se están ofreciendo en el mercado insecticidas con base en polvos de diatomitas, con tamaño de partícula muy fino, este polvo se adhiere a las paredes de los túneles, por donde pasan las hormigas, las cuales al contaminarse con las partículas, provocan que el cuerpo pierda el agua con el consecuente desecamiento y muerte.

- Solo se recomienda su aplicación en época de verano.

- Deberá determinarse mediante pruebas de eficacia, la dosis adecuada de producto por m² de hormiguero, normalmente los formicidas polvos que existen en el mercado no traen esa información.

- El producto debe ser aplicado por las bocas de forrajeo, procurando distribuir la cantidad adecuada en el área del hormiguero.

- Cuando previamente se han determinado los periodos de vuelo nupcial, se recomienda un mes antes del vuelo, hacer aplicaciones de formicidas polvos sobre hormigueros adultos, con el fin de reducir el número de machos y hembras alados que saldrán al vuelo. En este caso se recomienda el uso de insuflador ya que estos individuos se ubican en las cámaras más superficiales cuando se aproxima la época de vuelo.

- El operador del insuflador deberá emplear siempre el equipo de protección adecuado según el producto a aplicar.

- Dado que los formicidas en polvo actúan en su mayoría por contacto deberán evaluarse a partir de la primera semana de su aplicación.

- Los rendimientos obtenidos con equipo insuflador son de 0.3 M² por minuto de aplicación.

Formicidas nebulizables

- Su aplicación requiere de un equipo especial de termonebulización, en el cual se mezclan el formicida líquido y ACPM, es requisito que ambos sean compatibles entre sí. El producto en forma de humo llegará con facilidad a todas las cámaras del hormiguero causando mortalidad a los individuos por contacto e ingestión.

- Las aplicaciones con termonebulizador pueden realizarse en cualquier época del año.

- Se pueden obtener rendimientos de 14 m² de hormiguero por minuto de termonebulización.

- Las dosis de formicida por m² de hormiguero varían según el producto, para Clorpirifós pueden aplicarse dosis de 0.3 a 0.5 cc por m² de hormiguero.

- Las evaluaciones pueden hacerse a la semana siguiente de la aplicación.

El operador del termonebulizador requiere obligatoriamente del uso de equipo de protección, el cual debe incluir el respirador apropiado para el producto que se esté usando, protector auditivo, protector visual, overol y guantes. No beber, ingerir alimentos ni fumar mientras esté trabajando la maquina y al final de la jornada de trabajo deberá bañarse.

Formicidas cebos

Estos productos se consideran de alta eficiencia, fácil aplicación y económicos, generalmente son un compuesto de un ingrediente tóxico y un atrayente que puede ser pulpa de naranja y melaza.

Un requisito indispensable es que el tóxico sea de acción lenta para diseminarse en los individuos de la colonia a través de la trofalaxia (intercambio bucal de alimento entre hormigas), antes de que los síntomas de la intoxicación aparezcan.

Los ingredientes activos actualmente permitidos se basan en avermectina (Cebo TROMPA) e imidacloprid (CEBO PATRON ULTRA) ambos en pellets, su modo de acción es por contacto e ingestión. El alimento de la hormiga se contamina con el cebo sin ser detectado. Actúa sobre el sistema metabólico de las hormigas, bloqueando la producción de energía, ocasionando la muerte de la colonia. Para su aplicación se localizan los caminos de acceso en ellos se aplica a 10 cm alrededor de la boca del hormiguero y en la ruta de forrajeo de las hormigas, nunca directamente en la boca del hormiguero. No requieren equipos de aplicación ya que son las hormigas las encargadas de transportarlos a los nidos e incorpo-

rarlos en el cultivo del hongo. Para su aplicación se deben seguir las siguientes recomendaciones:

- El cebo no se debe tocar con las manos, cualquier olor extraño hará que las hormigas lo rechacen.

- Las aplicaciones se deben programar en época de verano, preferiblemente en horas de la tarde ya que la mayor actividad de las hormigas se realiza en la noche.

- Por ser productos de acción lenta, se deben programar las evaluaciones a partir de la segunda o tercera semana de su aplicación.

Se debe llevar un registro de la efectividad del tratamiento, para tal fin se deberá elaborar una bitácora donde se consigne la información referente a inventarios, control y evaluación.

Control con entomopatógenos

El uso de los hongos entomopatógenos *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*, no tiene validación confirmada científicamente,

es posible que se tengan resultados erráticos, por ello se sugiere hacer pruebas que demuestren su efectividad. El hongo antagonista de otros hongos *Trichoderma* también requiere de validación. En algunas pruebas estos hongos se aplican mezclados en cebos atrayentes a base de hojuelas de avena o salvado de trigo con jugo de naranja. El cebo se coloca en pequeñas masas a la orilla de las pistas de forrajeo en dosis de 20 a 40 gramos por metro cuadrado de hormiguero, en horas de la tarde, este cebo se recomienda no manipularlo con la mano y para ello se deberá hacer uso de guantes, los resultados de control se observaran en el mediano plazo entre uno y dos meses después de tratados.

Para un programa de manejo de hormigas cortadoras de hojas, es requisito indispensable, involucrar a toda la comunidad que de una u otra forma tengan que ver con el manejo del problema y realizar en forma conjunta las actividades de control.



2.16. Manejo del barrenador de las meliáceas, *Hypsipyla grandella*

HOSPEDANTES

Solo meliáceas de la subfamilia Swietenioidea, entre ellas: *Cedrela odorata*, *C. tonduzii*. *Swietenia humilis* y *S. macrophylla*. Las meliáceas de la subfamilia Melioidea son inmunes, entre ellas *Azadiracta indica*, *Melia azedarach*, etc.

DISTRIBUCIÓN

De distribución nacional, el autor ha observado infestaciones en: Campeche, Colima, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Michoacán, Morelos, Nayarit, Oaxaca, Puebla, Querétaro, Quintana Roo, San Luis Potosí, Sinaloa, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán. Desde el nivel del mar hasta más de 1000 msnm, siempre que no se presenten heladas.

IMPORTANCIA

Se reconoce como el principal factor a vencer en el establecimiento exitoso de plantaciones de cedro rojo y de caoba. A lo largo de su rango de distribución se tienen numerosos ejemplos documentados de fracasos de plantaciones, incluso a nivel de países completos.

Es uno de los insectos tropicales que más se han analizado en el mundo. La experimentación silvícola para lograr el control o reducir los daños es abundante y existen algunos ejemplos exitosos en ciertos lugares, pero siempre hay inconsistencias al repetir esos métodos en otros lugares.

DESCRIPCIÓN

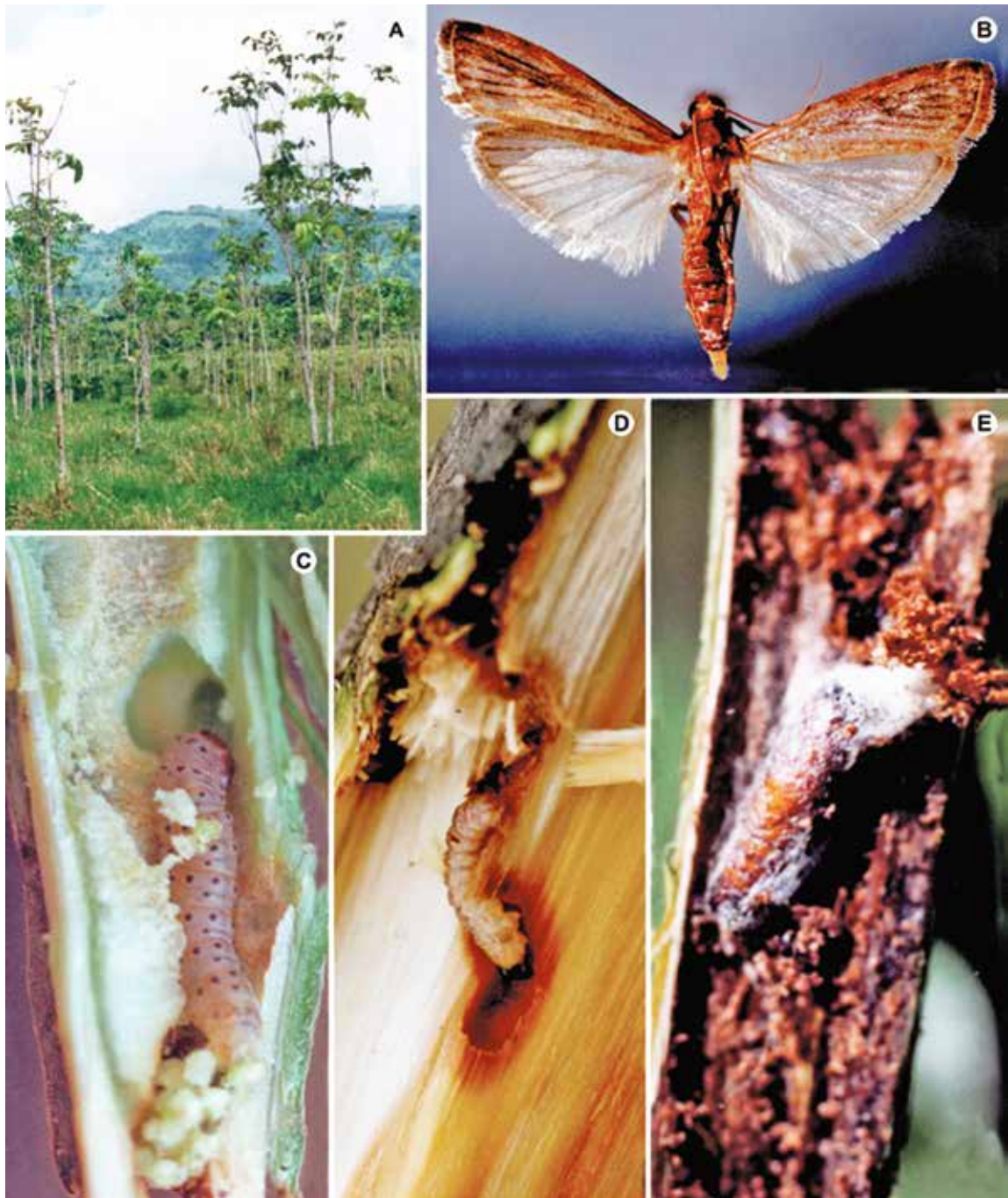
Los adultos son de pequeño tamaño, con las alas abiertas miden de 2 a 3 cm de expansión alar, son de color gris con algunas marcas difusas. Los huevecillos tienen forma de escama hemisférica aplanada en su base, recién depositados son de color crema, para después cambiar a tonos grisáceos rojizos, sobre todo cuando la larva está a punto de emerger, ape-

nas miden 0.8 a 1.2 mm de diámetro. La larva tipo eruciforme, con manchas apodemales obvias, sus setas son visibles, pero no cubren al cuerpo, cuando jóvenes, las larvas son de color café grisáceo, pero al madurar toman tonos violetas, o azules. La pupa es color café oscuro, de tipo obtecta, y está encerrada en un capullo de seda suelto.

CICLO BIOLÓGICO Y HÁBITOS

Puede haber de 6 a 10 generaciones por año, los ciclos pueden durar de 1 a 2 meses, dependiendo de la disponibilidad y calidad del alimento. Todos los estados de desarrollo están sobrepuestos, en cualquier fecha es posible encontrarlos. Los adultos, machos y hembras, son de vuelo nocturno; la cópula se presenta al oscurecer o al amanecer, pero la oviposición ocurre de las 0.00 a las 5:00 horas. Las hembras ovipositan en la superficie de los brotes recientes o del raquis de las hojas nuevas, una hembra puede depositar de 200 a 300 huevecillos, normalmente deja 3 por árbol y puede usar varias noches para dejar toda su carga de huevos. Los adultos son buenos voladores, pero no se desplazan grandes distancias. Existen sustancias que desprende el follaje del hospedante que son reconocidas y seguidas por las hembras; por su parte, los machos siguen a las hembras, que emiten feromonas específicas de atracción sexual, son mezclas de dodecenil acetato, pero la mezcla exacta aún no se conoce.

Los huevos permanecen por tres días antes de que la larva eclosione, al nacer; la larva puede perforar el raquis de las hojas, entrar en brotes pequeños o desplazarse hasta los brotes principales, en cuanto alcanza el instar siguiente se muda hacia el brote principal. Se presentan cinco instares larvales y en total se requieren de dos a tres semanas para el desarrollo completo de la larva. Cuando la larva penetra en el brote, hace un túnel por el centro, todos los excrementos y residuos de seda y de la propia planta son



Barrenador de las meliáceas *Hypsipyla grandella*. **A** plantación pura de caoba, fue severamente infestada y deformada. **B** adulto, mide de 2.5 a 3.5cm de expansión alar. **C y D** larvas, en **D** se muestra una larva joven haciendo galerías en el floema y xilema de la base de un tronco. **E** pupa dentro de su capullo de seda.

expulsados. En la boca del túnel se forma un agregado con estos materiales; la larva sale continuamente a dejar materiales y seda y se estima que un 10 % del tiempo de vida de la larva se la pasa en el exterior del brote. Cuando la larva alcanza la madurez se muda hacia la parte más profunda del túnel y en este sitio pasa al estado de pupa, aunque una parte de la población de larvas sale de la planta, se deja caer al suelo y busca un sitio para pasar al estado de pupa.

A través del año se presentan variaciones en los lugares en donde se encuentran los insectos, en el tiempo de lluvias, la población se concentra en los brotes nuevos de plantas jóvenes, en el tiempo de secas, la población está restringida a los frutos que se encuentran en los árboles mayores. Cuando no existen brotes nuevos y no hay frutos disponibles, las larvas pueden vivir en tallos gruesos con corteza bien definida, aquí hacen galerías subcorticales y en casos extremos se han llegado a observar alimentándose de follaje.

DAÑOS

Las larvas provocan el daño que consiste en la barrenación de brotes y de frutos; como consecuencia, se tiene reducción de crecimiento y deformación en el tronco principal. Es poco frecuente que se cause la muerte del árbol, pero las lesiones, sobre todo en las que se hacen en la corteza de troncos, facilitan infecciones por hongos del tipo *Botryosphaeria*.

Los ataques a los árboles se presentan durante muchos años, desde la etapa de vivero hasta árboles maduros; sin embargo, se considera que los ataques principales ocurren durante los primeros 3 a 6 años de vida de la planta y en el rango de alturas que va de uno a ocho metros. En algunos lugares se ha demostrado que a la edad de 3 años se presenta el 90 % de los ataques, cuando los árboles superan los 6 m de altura el riesgo de daño es menor, pero aún existe. En planta de mayor tamaño, la infestación continúa, pero ya no tiene consecuencias económicas importantes.

MANEJO

Existen tres grandes enfoques: manejo silvícola, manejo con enemigos naturales y manejo con productos químicos; adicionalmente se están desarrollando líneas prometedoras en manejo a través de mejoramiento genético y a través de feromonas de atracción sexual. Cada uno de estos tipos se discute a continuación.

MANEJO SILVÍCOLA

Es una opción largamente probada en el mundo, existen datos verídicos, a veces contradictorios, de control silvícola exitoso, pero una gran cantidad de evidencias son anecdóticas y sin fundamento científico. Los mecanismos que pueden conducir al control silvicultural de este barrenador, se sustentan en los siguientes elementos: encuentro e identificación de hospedantes; susceptibilidad, tolerancia y enemigos naturales.

Encuentro e identificación de hospedantes.

Se refiere a las acciones que se toman para impedir que los adultos de *Hypsipyla* localicen a sus hospedantes. Se trata de establecer barreras físicas que impiden que la palomilla los encuentre, pueden ser desde pastos hasta otros árboles los que sirvan de barrera, utilizando plantaciones mezcladas o con el manejo de la vegetación herbácea. Otro tipo de barrera puede ser una atmósfera que contenga aromas producidos por árboles no hospedantes, que enmascaren las sustancias que emiten el cedro y la caoba. El uso de *Azadirachta indica* (árbol del Neem) muestra cierta efectividad; sin embargo, se requieren hacer pruebas en localidades específicas.

Susceptibilidad. La intención es reducir la susceptibilidad del cedro rojo y de la caoba a la palomilla. Existen evidencias de resistencia natural y se han reconocido procedencias que son menos atacadas, ya sea porque el árbol es menos atrayente o porque posee toxinas que matan a las larvas, lo que soporta la hipótesis



Barrenador de las meliáceas *Hysipyla grandella*. A, B y C larvas dentro del brote, note los cambios de color del cuerpo, las larvas maduras toman una coloración azulosa, mientras que las larvas jóvenes varían de café claro a color vino.

de una variación genética en la susceptibilidad, tanto a nivel de procedencia como de familia. Otro enfoque es incrementar la resistencia al ataque de *Hypsipyla*, a través de la selección de sitio y la manipulación silvícola.

Tolerancia. Se refiere a incrementar la habilidad del cedro rojo y la caoba para recuperarse de los ataques del barrenador. Existen algunas procedencias que muestran una alta capacidad de recuperación al ataque, en ellas hay una dominancia apical muy pronunciada. En el vivero, se pueden hacer pruebas de decapitación del brote líder, para reconocer y seleccionar esta característica se cortan la yema líder y se registra el ángulo que toman los rebrotes con relación al eje principal; se escogen aquellas progenies que resulten con el menor ángulo de crecimiento.

También existen medidas silviculturales que promueven el desarrollo del brote líder y esto puede ayudar a recuperar el liderazgo y minimizar el daño. Las podas de árboles polifurcados permiten una adecuada recuperación. Los árboles de cedro y caoba que se encuentran en los sitios más apropiados para su desarrollo, crecen más rápido y por lo tanto son más hábiles para recuperarse después del ataque; por lo anterior se recomienda establecer plantaciones en los mejores sitios.

Enemigos naturales. Con ciertas acciones silvícolas se favorece el ambiente de los enemigos naturales, éstos ayudan en la reducción del número de adultos y posiblemente remueven huevos o larvas antes de que causen daño. Los depredadores, parasitoides y entomopatógenos se pueden beneficiar al mejorar el hábitat o aumentar las fuentes de alimento. Se conoce que los cítricos, la macadamia y el mango mantienen a una gran cantidad de hormigas y otros enemigos naturales. La retención de la vegetación natural entre líneas también favorece el mantenimiento de los hábitats de los enemigos naturales.

Acciones de planeación previas a la plantación. Se reconocen varias acciones que se pueden

desarrollar antes de establecer las plantaciones, la primera de ellas se refiere a la selección cuidadosa de la procedencia a utilizar, en este sentido se considera urgente la realización extensiva de pruebas de resistencia genética.

La selección de sitios es otra de las actividades que se deben realizar antes de establecer plantaciones, es preferible utilizar sitios en los que el cedro rojo y la caoba estén bien acoplados, se debe evitar plantar en sitios que están en el límite de condiciones de crecimiento, las restricciones de precipitación son de gran importancia.

Hay evidencias de que la presencia de sombra lateral reduce el daño de la plaga, debido a que estimula el crecimiento vertical y la auto-poda.

El diseño de la plantación es la actividad sobre la cual se tiene más control; dicho diseño está fuertemente influenciado por la vegetación existente, donde existe vegetación residual se propone una baja densidad de plantación; se pueden plantar entre líneas y ello también favorece sombra lateral. En bosque establecido es posible sembrar semillas de manera directa y poco a poco ir clareando para liberar a los árboles. En este diseño es posible garantizar que los árboles tengan sombra lateral y sol encima. En sitios abiertos, se pueden mantener densidades altas y se puede usar una especie no meliácea que tenga un crecimiento ligeramente más rápido, con ello se logra sombra lateral.

La selección de especies que ofrezcan sombra es de gran importancia. Así los árboles crecen más rápidamente en altura y de ser atacados, tienden a responder con un solo rebrote.

Acciones posteriores a la plantación. Una vez que las plantaciones están establecidas, la poda de reconformación es la actividad de manejo más importante, esta actividad debe estar considerada en el presupuesto de manejo de la plantación. El manejo de la vegetación que rodea a los árboles es de importancia, se debe dejar que los pastos, arbustos u otros árboles ayuden a enmascarar a las meliáceas. Esta vegetación cumple dos grandes funciones: ofrece sombra y proporciona hábitats para enemigos naturales. Se conoce que la presencia de cier-



Barrenador de las meliáceas *Hypsipyla grandella*. A, C y D plantaciones mezcladas, en D se observa que la teca domina al cedro. B plantación solo de cedro, presentó ataques que deformaron a los árboles.

tos químicos en el suelo reducen la susceptibilidad y/o incrementan la tolerancia; el calcio es de estos químicos y es uno de los fertilizantes que se puede probar en experimentos. También existen evidencias de que altas densidades toleran mejor los ataques, por ello se recomienda retrasar las labores de aclareo, pero éstas se deben realizar ya que al dejar a los mejores árboles se va realizando una selección genéticamente menos susceptible.

Manejo con enemigos naturales

Control biológico clásico. En América se conocen 12 especies de parasitoides y depredadores de *H. grandella*, 5 braconidos, 2 ichneumonídeos, 2 trichogrammatidos, 2 taquínidos y 1 mermítido. Para *H. robusta* de África y Oceanía se conocen más de 50 especies de enemigos naturales; 17 braconidos, 9 chalcididos, 1 elásmido, 1 eulófido, 1 eurytomido, 13 ichneumonídeos, 2 trichogrammatidos, 2 taquínidos, 1 nematodo y 2 coleópteros. De este conjunto de enemigos naturales se han importado 6 especies, todas de la India hacia Trinidad y con la finalidad de controlar a *H. grandella*. De las seis especies solo cuatro se introdujeron en números aceptables, después de varios años solo la especie *Trichogrammatida robusta* se estableció con éxito, pero sus tasas de parasitismo apenas alcanzan del 5 al 9 % de la población del barrenador y se considera que no ejerce un control efectivo. Este esfuerzo de control biológico clásico no se ha continuado.

Control biológico aumentativo. Consiste en la utilización de enemigos naturales de *H. grandella* (parasitoides, depredadores y entomopatógenos), para que regulen sus poblaciones. Hasta ahora se han identificado al menos 11 especies de parasitoides, incluyendo avispidas (familias Braconidae, Ichneumonidae y Trichogrammatidae) y moscas (Tachinidae), así como de depredadores (avispas grandes, chinches, arañas, etc.), que atacan los huevos o larvas de dicha plaga. Por su parte los entomopatógenos (virus, bacterias, hongos y nematodos) les causan enfermedades y les matan. En este caso se utilizan liberaciones masivas de un agente biológico, se asume que estas liberaciones se deben hacer de manera continua.

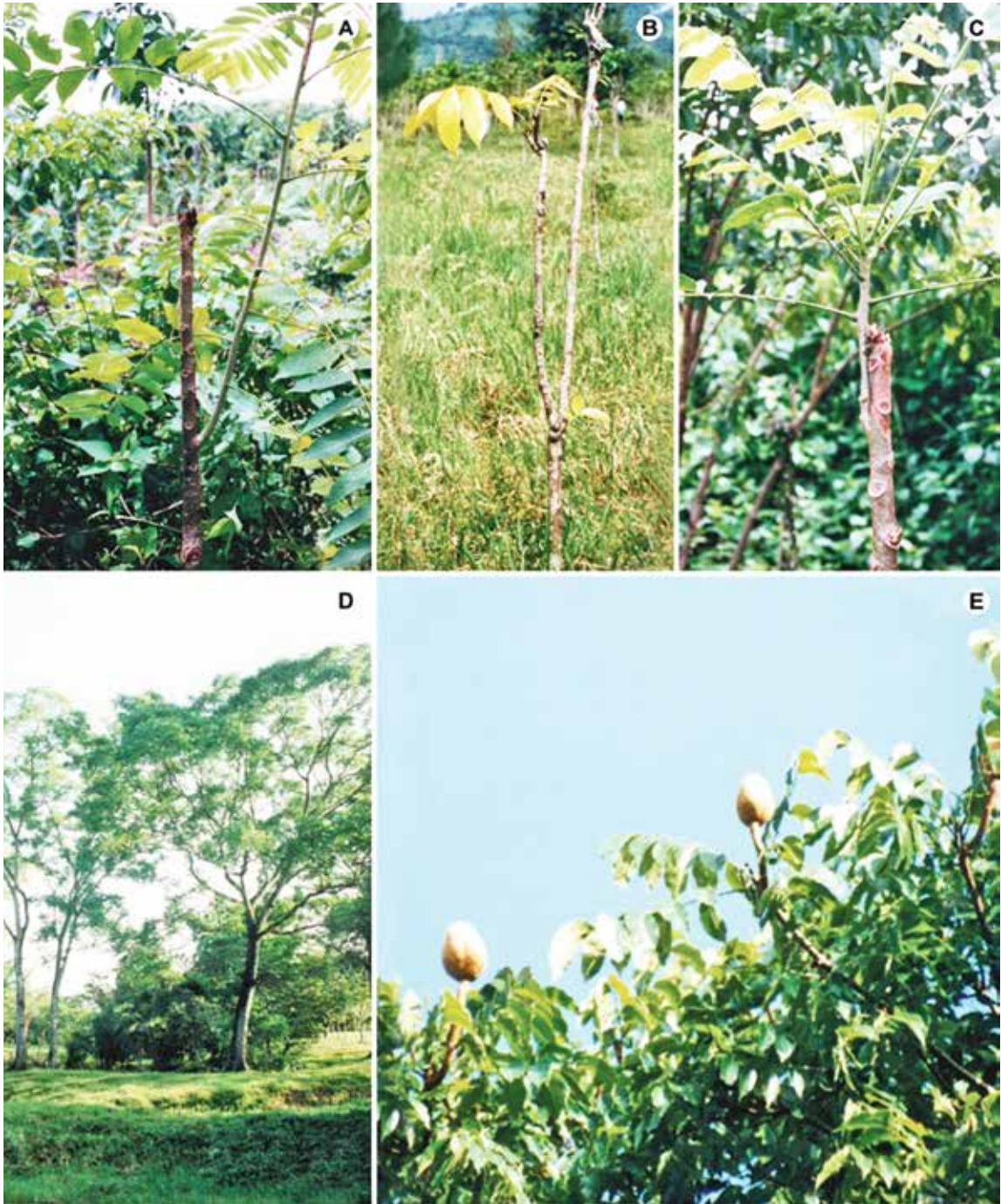
El mejor ejemplo es con *Trichogramma* sp, en Colombia se aplica este método con cierto grado de éxito. Sin embargo se debe tomar en cuenta que se requiere una alta población del barrenador para mantener al parasitoide, ya que pocas especies de plagas tienen un umbral económico tan bajo como *Hypsipyla*, el cual es de apenas 10 ataques por hectárea, y este umbral se debe mantener por 5 años consecutivos; esta restricción es difícil de solventar, ya que involucra costos y primero se debe evaluar el tamaño de la población que se está reduciendo con las liberaciones masivas del parasitoide.

Control microbiano

En Veracruz existe experiencia en el control de *Hypsipyla* con el hongo *Beauveria bassiana*, durante varios años se probaron formulaciones con este hongo, pero los resultados son erráticos, en algunos lugares se demostró que funcionan bien pero en otros la evidencia fue contraria. En muchos casos, los propietarios abandonaron el uso de entomopatógenos y volvieron a utilizar productos químicos. En la literatura se declara que es difícil imaginar una estrategia práctica de control basada en estos organismos. Los hongos entomopatógenos requieren de alta humedad ambiental para sobrevivir, son más efectivos en la temporada de lluvias, pero el hábito de las larvas previene de infecciones y en la naturaleza es difícil encontrar larvas enfermas. En condiciones de vivero, donde existe la posibilidad de generar altos niveles de humedad ambiental, es posible utilizar a estos agentes.

Control Químico

En muchas de las plantaciones que se establecen en México, se utilizan diferentes productos insecticidas. Los más utilizados son insecticidas del grupo de los piretroides, acefato o neem. Las formulaciones en agua se aplican dirigidas a los grumos que indican infestaciones activas del barrenador y que se encuentran a lo largo de ramas y puntas de los árboles. Se sugiere que el aplicador utilice una mochila aspersora manual y modifique la extensión de la varilla o aguilón, para que el producto se aplique topicalmente



Barrenador de las meliáceas *Hypsipyla grandella*. A, B y C daño en el brote terminal, compare y note la recuperación del nuevo brote, para plantar escoja árboles que respondan como en C. D árbol maduro no recomendable, para cosechar semillas prefiera mejores a éste. E frutos de caoba, en estos frutos también se presentan ataques de *Hypsipyla*.

(importante, solo a los grumos), a una distancia de 10 cm. Esto permite reducir costos de aplicación, mitigar el impacto ecológico y logran un mejor control de la plaga. Las aplicaciones se repiten cada 10 días durante la temporada de lluvias. La inspección continua en la plantación es una actividad importante ya que permite detectar los brotes activos del barrenador y programar acciones de combate.

Otra opción que puede tener cierto grado de éxito es mediante inyecciones al fuste con microjeringa, es posible introducir un insecticida sistémico en la base del tronco, hasta ahora no se han hecho experimentos con este tipo de control, pero en teoría puede funcionar, una desventaja consiste en las heridas que se hacen en la corteza, este impacto se debe medir y considerar en la toma de decisiones.

Propuesta de manejo de *Hypsipyla*

La información disponible se ha utilizado para generar esta propuesta de manejo de la plaga. Se enlistan las acciones a tomar.

Acciones antes de plantar

1. Realizar plantaciones de cedro rojo en sitios que tengan cuando menos 1200 mm de precipitación anual. Es muy importante escoger los sitios que cubren este requisito.
2. Los suelos para plantar deben ser profundos; tener buen drenaje, evitar los suelos inundables o de arcillas con drenaje deficiente.
3. El diseño de la plantación debe considerar especies mezcladas, principalmente especies no meliáceas de valor comercial, que contribuyan en la generación de sombra lateral, pero sin inducir dominancia. En la periferia de la plantación establecer cortinas de árboles de bajo porte, que sean nectaríferos.

4. En acahuales hacer plantaciones de enriquecimiento en líneas que sigan el contorno del terreno, plantando en pozos de luz, es decir, abrir los espacios necesarios para establecer los nuevos árboles, sin remover la maleza circundante.
5. Utilizar procedencias genéticas con alta capacidad de tolerancia al barrenador, especialmente en la capacidad de recuperación del brote líder.

Acciones después de plantar o en plantaciones ya establecidas

1. Considerar las podas de reconfiguración como actividades obligadas en las plantaciones; las podas también pueden controlar al insecto, es decir podar brotes actualmente infestados y destruirlos.
2. Durante los primeros años de la plantación se sugiere establecer cultivos agrícolas como maíz, plátano, cítricos o cualquier otro que sea propio de la región.
3. No eliminar la sombra lateral en las plantaciones establecidas y retener la vegetación herbácea dentro de líneas (inhibe quemaduras de sol).
4. Evaluar la efectividad del control biológico aumentativo con *Trichogramma*, para ello se requiere determinar el grado de parasitismo alcanzado por las dosis de liberación.
5. Probar tratamientos con fertilizante a base de calcio y medir los niveles de infestación.
6. Aplicar un programa de monitoreo frecuente que permita detectar infestaciones incipientes o dar seguimiento a las tendencias de las infestaciones.
7. Controlar topicalmente con insecticidas químicos o biológicos, aplicados directamente a los grumos.



Barrenador de las meliáceas *Hypsipyla grandella*. A, B y D plantación de 11 meses de edad, establecida en terreno de alta calidad, se tuvieron cosechas de maíz y una baja infestación del barrenador. C y E Plantación de 11 meses de edad, ubicada a menos de 300 m de la mostrada en A, B y D, la plantación se estableció en suelos someros, tuvo un severo y continuo ataque del barrenador. La cosecha de maíz fue exigua..

2.17. Barrenador de yemas de pino, *Rhyacionia frustrana*

HOSPEDANTES

Pinus caribaea, *P. elliotii*, *P. oocarpa*, muchas otras especies de pinos.

DISTRIBUCIÓN

En México: Chiapas, Guerrero, Jalisco, Michoacán, Oaxaca y Veracruz. Amplia distribución en América, desde el noreste de Estados Unidos, Las Antillas, en América Central se distribuye siguiendo sus hospedantes naturales hasta Nicaragua, recién introducida en Costa Rica.

IMPORTANCIA

Insecto de gran importancia económica. Sus daños e impactos han sido identificados y se reconoce que infestaciones sucesivas pueden retrasar crecimiento en diámetro y altura, la deformación causada por la muerte de yemas afecta la forma y reduce severamente la calidad de la madera. En plantaciones de pinos tropicales establecidas en Veracruz se comporta como plaga que requiere control.

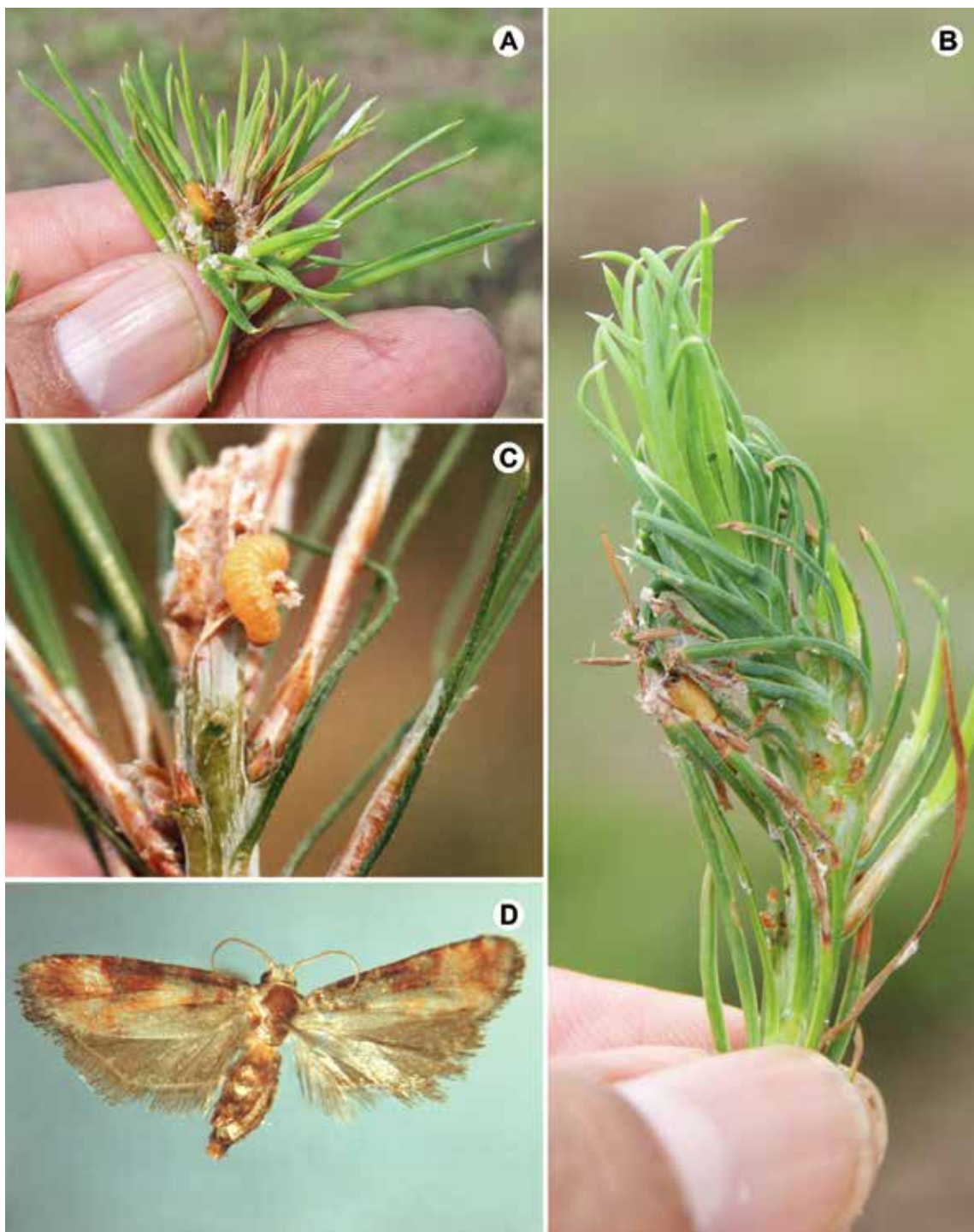
DESCRIPCIÓN

Las palomillas de esta especie son las de menor tamaño dentro del género, ya que con las alas expandidas miden entre 4 a 7.5 mm. Las alas anteriores están cubiertas con escamas rojo ocre, grises o plateadas, que forman manchas bien definidas. El tercio basal en su vista dorsal está cubierto con escamas rojo ocre, aunque puede haber algunas escamas plateadas en su parte media. Las larvas son de tamaño pequeño, las de último instar miden hasta 10 mm de longitud, de color amarillo. La pupa se encuentra dentro de la yema o brote dañado.

CICLO BIOLÓGICO

Una característica de esta especie es su multivoltinismo y así, en el Noreste de Estados Unidos solo se presentan dos generaciones por año. En Oaxaca, México, puede haber hasta cinco gene-

raciones por año. La longitud del ciclo está influenciada por factores climáticos que a su vez están relacionados con la altitud. En partes localizadas a baja altitud se esperarán mayor número de generaciones que en las partes altas. En las especies de pino que emiten brotes varias veces en el año se demostró que hubo una correlación entre las emisiones de brotes y el número de generaciones por año. En Veracruz, a 60 msnm, las infestaciones notorias ocurren en los meses de marzo a noviembre. Los adultos son de vuelo crepuscular, aunque se ha observado que pueden volar desde algunas horas antes del anochecer. Los machos emergen antes que las hembras, de tal forma que cuando éstas salen y liberan sus feromonas de atracción sexual, aquellos son capaces de encontrarlas con rapidez. La emisión de feromonas ocurre al anochecer y tiene una duración aproximada de 2 horas. Después del apareamiento las hembras inician la oviposición en las yemas, brotes o acículas. Depositando huevecillos de manera individual, aunque algunas veces puede haber varios en el mismo brote. Después de nacer, la larva joven se introduce inmediatamente en el tejido vegetal, la mayor parte de las veces en el interior de acículas; en ellas practica un túnel en dirección de la base del fascículo y ahí transcurre el primer instar y a veces parte del segundo; después que se alimentó de este tejido se muda hacia las yemas axilares para completar el segundo instar. A partir del tercero se alimenta de yemas o brotes principales. Para completar su desarrollo puede requerir de uno o más brotes o yemas. A menudo se encuentran varias larvas por brote dañado, pero lo más común es que exista una larva por estructura infestada. Las larvas completamente desarrolladas forran con seda las paredes interiores de una cámara y en ella pasan al estado de pupa, el cual permanece dentro de la estructura infestada. La pupa se mueve hacia el exterior de la yema para permitir la emergencia del adulto. Este barrenador tiene un gran número de enemigos naturales, siendo los más comunes el parasitoide de pupas y larvas



Barrenador de yemas, *Rhyacionia frustrana*. A y C larvas, note el color amarillo; en A es un ataque a yema; en C es a un brote. B pupa en una lateral de brote, la pupa se mueve para ubicar un lugar del cual pueda emerger el adulto. D adulto.

maduras *Campoplex frustranae* Cushman y los parasitoides de huevecillos *Trichogramma* spp.

DAÑOS

Este insecto afecta árboles de todas las edades, desde plántulas en los viveros hasta árboles adultos. La muerte de yemas y brotes por la barrenación de las larvas es continua, lo que genera consecuencias severas a la conformación y en la tasa de desarrollo en diámetro y altura. En las lesiones generadas por larvas se pueden introducir patógenos. El daño se reconoce porque en la superficie de la estructura atacada se observa un grumo de resina mezclado con excrementos y algunos hilos de seda. Dicho grumo cubre un orificio circular de 2 a 3 mm de diámetro y es la entrada a un túnel que ocupa parte o todo el interior de la estructura atacada. Las larvas dañan el floema, el cam-

bium, la albura y el duramen de brotes, o bien los tejidos meristemáticos de las yemas. Las nuevas hojas que salen de las yemas o brotes atacados mueren y toman un color rojizo fácilmente detectable.

MANEJO

El monitoreo de este insecto se logra con trampas tipo delta cebadas con feromonas específicas, mediante el trapeo se identifican los periodos de máxima actividad de los insectos y con ello se pueden hacer aplicaciones de control, tanto con enemigos naturales como con insecticidas sistémicos. En las plantaciones de Veracruz se realizan combates con ambos sistemas biológicos. El uso de avispas parasitoides de huevecillos contribuye en la reducción de poblaciones y puede ser parte de un programa de manejo integrado de la plaga.



Daño típico del barrenador *Rhyacionia* en yemas. la pupa se forma en el interior y se mueve al exterior para emerger como adulto; este ejemplo corresponde a *Rhyacionia cibriani*.



Barrenador de yemas, *Rhyacionia frustrana*. A, B, C y D daño en yemas, note la deformación, muy notoria en D; este insecto no solo mata yemas, también infesta brotes.

2.18. Barrenador del cedro *Chrysobothris yucatanensis* y *C. peninsularis* subsp. *sinaloae*

HOSPEDANTES

Acacia spp., *Cedrela humilis*, *C. odorata*. Muchos otros hospedantes, especialmente árboles moribundos de leguminosas.

DISTRIBUCIÓN

Baja California, Campeche, Jalisco, Morelos, Puebla, Sinaloa, Sonora, Tabasco, Veracruz y Yucatán.

IMPORTANCIA

En las plantaciones de cedro rojo que se establecen en sitios secos se convierte en plaga de gran importancia. Puede hacer fracasar proyectos e inversiones de gran magnitud. En Campeche, Yucatán, sur de Jalisco y Morelos es plaga importante y requiere que se realicen controles químicos o culturales.

DESCRIPCIÓN

Los adultos son de forma oval, de cuerpo duro, gris oscuro, con tonalidades iridiscuentes, su tamaño es mediano, alcanzan hasta 1.5 cm de largo. Las larvas son típicas del género, tienen el cuerpo aplanado, con los segmentos torácicos dilatados, de tal forma que con la cabeza forman una especie de clava, el resto del cuerpo es delgado; las larvas son de color blanco cremoso, la pared del cuerpo tiene setas pequeñas que casi no se ven. La pupa es blanca al principio, pero después toma los colores oscuros de las partes del cuerpo que se van endureciendo, tiene los apéndices libres. Los huevecillos son alargados, de color blanquecino y están insertos en la corteza del hospedante.

CICLO BIOLÓGICO

Los adultos se alimentan de flores, probablemente estén presentes durante la primavera y el verano. Las hembras buscan sitios de oviposición en la corteza de los árboles, prefieren las áreas de corteza más debilitadas, sobre todo aquellas

que están lesionadas por quemaduras de sol, estas últimas están en la base de los árboles y en la parte más expuesta a la radiación. Para ovipositar, las hembras hacen perforaciones con las mandíbulas en la corteza y después insertan el ovipositor para dejar el huevecillo bien oculto dentro del floema. Las larvas inician un túnel que se prolonga por el cambium y el xilema cercano a la superficie, al crecer, se introducen en el xilema. Las larvas maduras pupan en una cámara que la larva ensancha al final de su galería. La emergencia de adultos se hace directamente de la madera, hacen perforaciones ovales características, las cuales sirven para detectar al insecto.

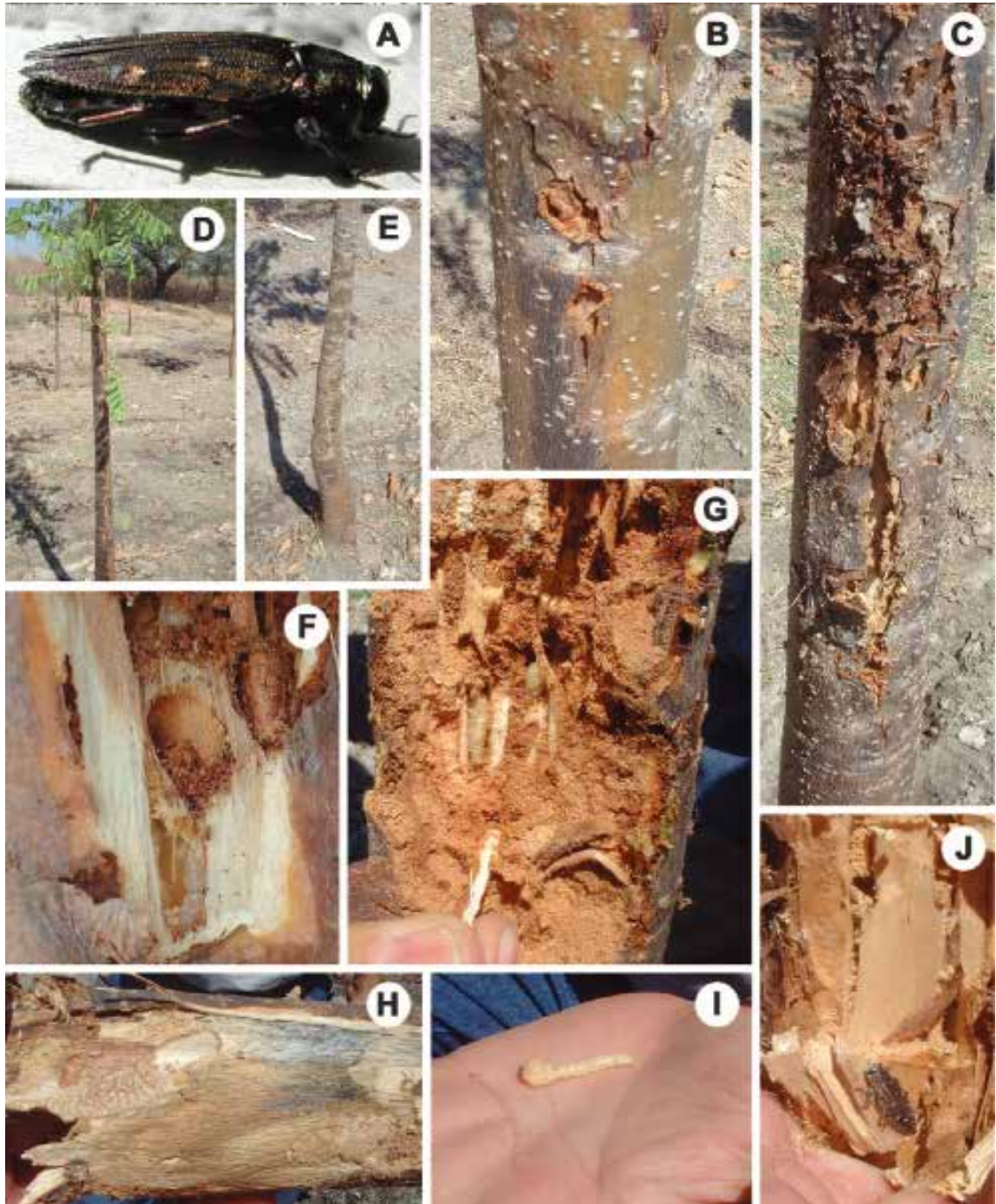
DAÑOS

La larva hace el principal daño, su túnel lesiona los tejidos de conducción y provoca la muerte de partes del tronco; en la superficie de la corteza aparecen grumos de color rojizo a café oscuro, junto a lesiones de corteza, la cual se vuelve oscura y parcialmente necrosada. Las galerías de las larvas cortan el paso de agua en el sistema vascular de los árboles y causan su muerte. En la corteza y madera se inicia la pudrición por hongos y es fácil observar al cancro *Botryosphaeria*. Los ataques se presentan en árboles de varios tamaños.

MANEJO

El control de este insecto es difícil, se requiere cortar y de ser posible quemar todos los árboles infestados; cuando la madera solo se pica se tiene el riesgo de que algunos insectos sobrevivan, sin embargo esto no garantiza la eliminación de los insectos de la plantación ya que estos se pueden reproducir en árboles de otras especies y recolonizar las áreas saneadas.

Los árboles de mediano tamaño, más de 8 cm de diámetro en la base del tronco, se pueden inyectar con insecticidas sistémicos del tipo acefato o imidacloprid; sin embargo, esta acción tiene costos y es posible que se requiera hacer aplica-

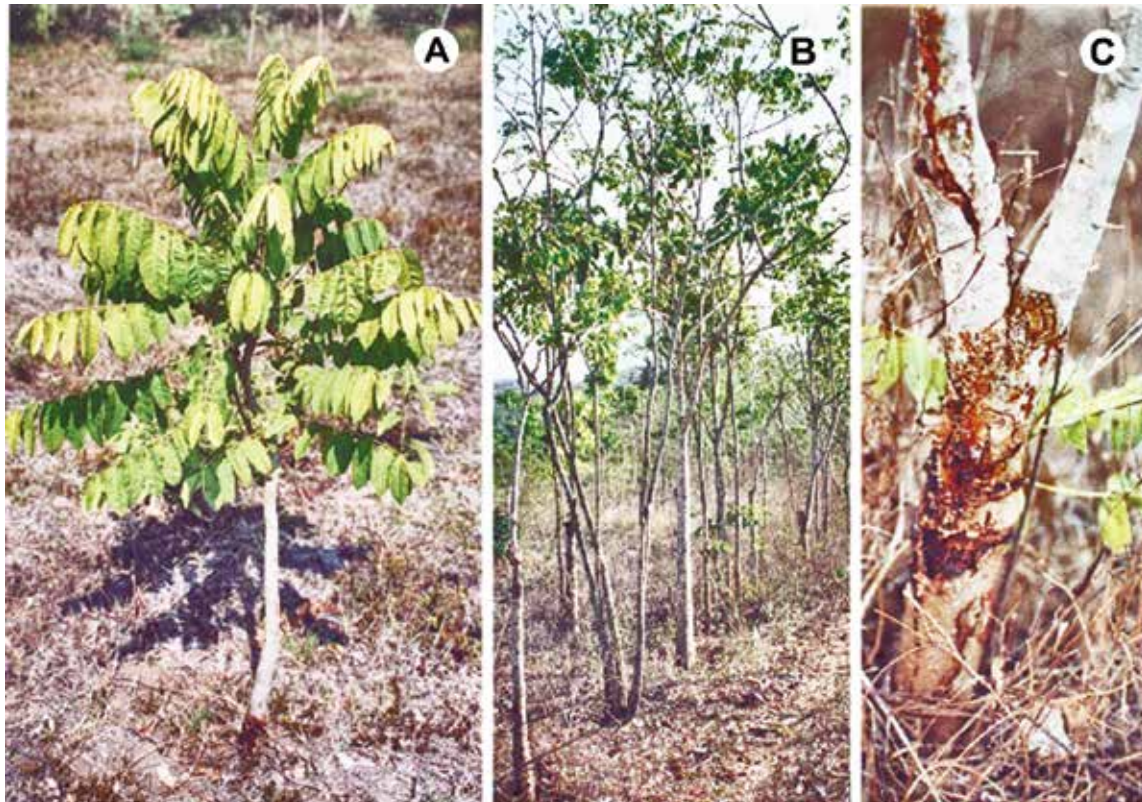


Barrenador del cedro rojo *Chrysobothris*. **A** adulto, mide de 1 a 1.5 cm de largo. **B** colapso de corteza, debajo se encuentran las larvas. **C** tronco con galerías viejas y orificio de salida de adultos. **D** y **E** árboles con lesión por quemadura de sol y ataque del barrenador. **F** y **G** galerías de larvas. **H** madera con mancha cercana a las galerías larvales. **I** larva. **J** nuevo adulto.

ciones sucesivas. Desde la parte preventiva es importante considerar los sitios en donde se van a establecer plantaciones de cedro rojo y caoba, se recomienda no plantar en sitios que estén por debajo de los requerimientos de la especie, para *Cedrela odorata*, se considera que su rango de crecimiento aceptable se encuentra en terrenos que reciban de 1200 a 2500 mm de precipitación, su óptimo es cerca de 1500 mm de precipitación anual, también se considera que los cedros no crecen bien en suelos de pobre drenaje superficial y de terrenos arcillosos de zonas inundables, en sitios secos con suelos arenosos y francos de

arena fina se tiene baja supervivencia por la baja retención de la escasa agua que cae.

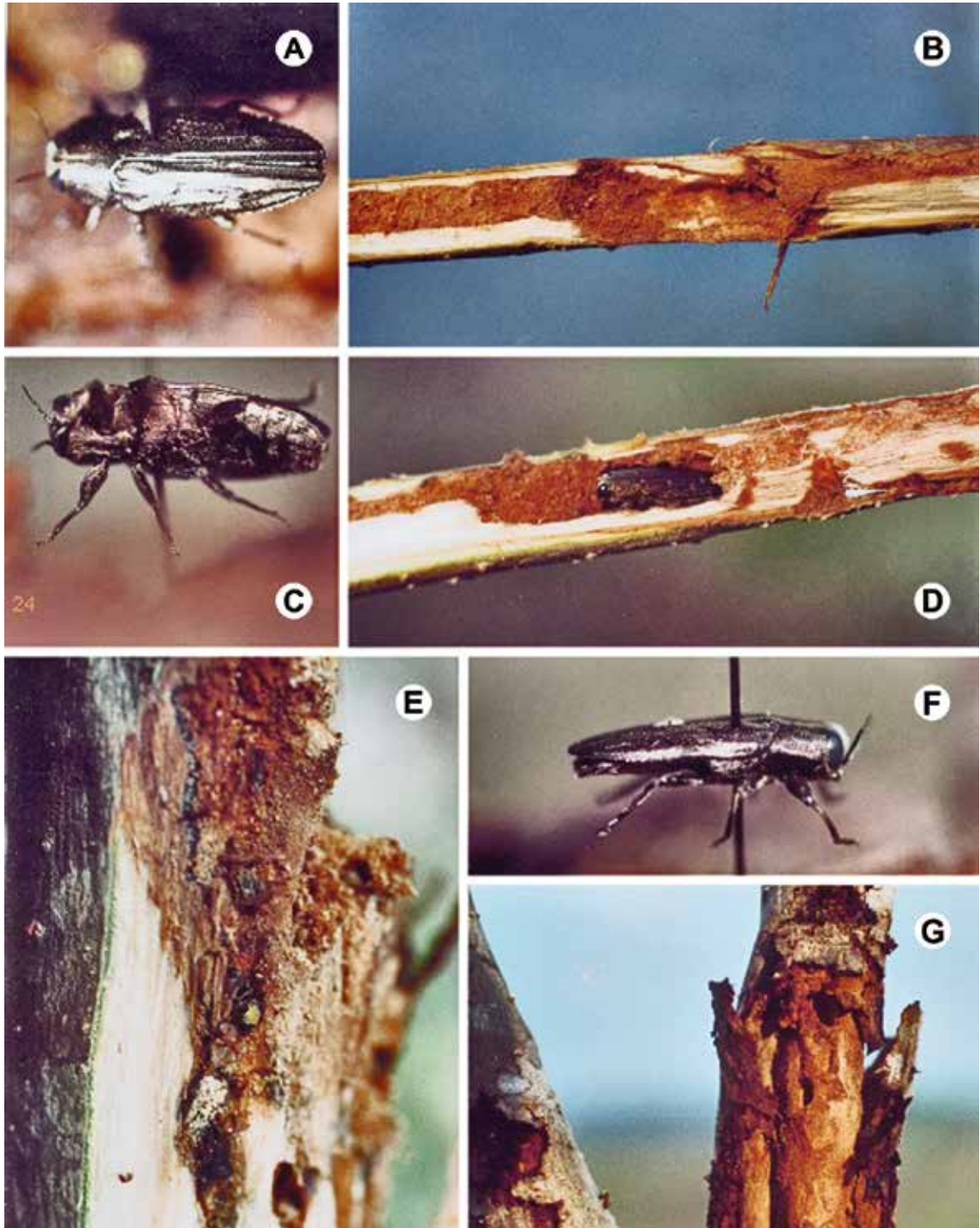
Otra consideración de gran importancia en las plantaciones es prevenir daños por quemaduras de sol, especialmente en la base del tronco, donde se crea susceptibilidad al insecto ya que el área dañada emite olores fácilmente perceptibles por los adultos. Las lesiones son infectadas por hongos causantes de cancro. Para prevenir daños por quemadura de sol se puede incrementar la sombra en la base de los árboles mediante el desarrollo de maleza, permitiendo que ésta permanezca al rededor del tronco.



Barrenador del cedro *Chrysobothris*. A, B y C árboles con lesiones en la base; de las galerías hechas por los barrenadores fluye savia rojiza.

Ref. bibliográfica: 39, 52, 216.

Insectos que se alimentan del tronco



Barrenador del cedro *Chrysobothris peninsularis* subsp. *sinaloae*. A, C y F adulto en vista dorsal, ventral y lateral. B y D galería en tallo joven. E y G daño en tronco.

2.19. Barrenador del tronco, *Neoclytus cacticus*

HOSPEDANTES

Eucalyptus camaldulensis, *Fraxinus udhei*, *Guaiacum officinale*, *Melia azedarach* y *Tectona grandis*.

DISTRIBUCIÓN

Campeche, Jalisco y Tabasco, de amplia distribución en América Central y Sudamérica.

IMPORTANCIA

Es de importancia en las plantaciones forestales que se establecen en ambientes secos y sus poblaciones se incrementan en la presencia de árboles debilitados. Normalmente son insectos barrenadores que se desarrollan en los tocones de árboles cortados, ya sea para aprovechamiento final o por cortas intermedias.

DESCRIPCIÓN

Son insectos de tamaño variable, de 7 a 20 mm de longitud, cuerpo de color rojo, con marcas blanco amarillentas en los élitros; patas rojizas, con los fémures dilatados. Larva amarilla, cilíndrica, patas reducidas y no útiles para desplazarse.

CICLO BIOLÓGICO

Se presentan varias generaciones por año; en observaciones realizadas en enero, febrero, abril, mayo y junio, se demostró la presencia continua de todos los estados de desarrollo en cualquier fecha; se presume que se requieren de varios meses para completar el ciclo de vida pero puede haber más de una generación al año. Los adultos son de hábitos diurnos, se alimentan en néctar de flores y buscan sitios de

oviposición en los troncos de los árboles debilitados.

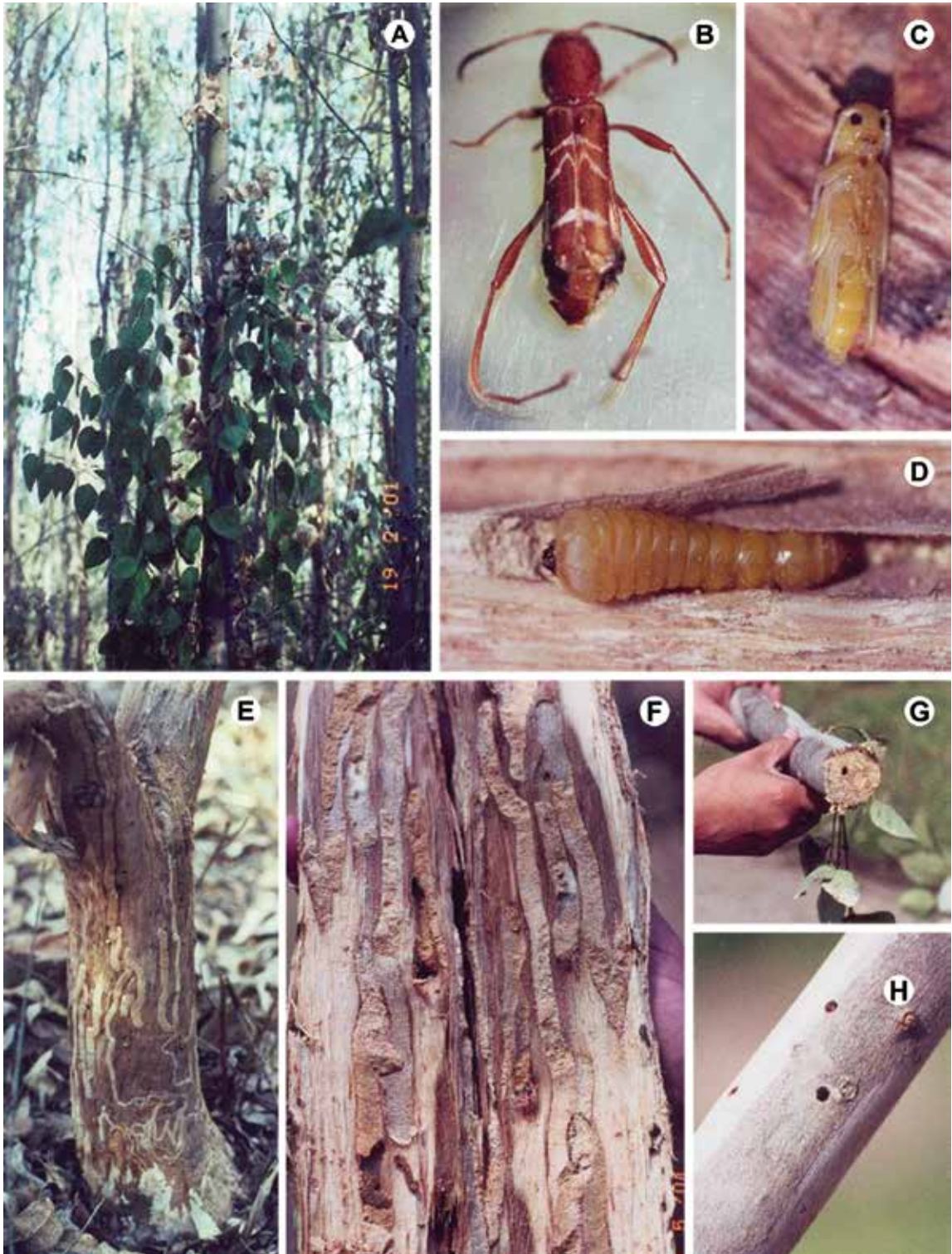
La hembra hace una muesca en la corteza para introducir el ovipositor donde la larva inicia el barrenado. Un síntoma característico es el exudado o grumo de resina. Cuando las larvas son jóvenes hacen galerías en la zona de cambium, en donde pasan los primeros instares; conforme las larvas alcanzan su madurez se introducen en el interior de la madera en donde pasan al estado de pupa.

DAÑOS

Se trata de un insecto secundario oportunista, los adultos infestan árboles vivos, pero estresados por alguna causa externa. Pueden matar puntas y árboles completos. Las galerías de las larvas se presentan como sigue, al principio la larva recién emergida hace un túnel horizontal en la zona de cambium, este túnel se ensancha conforme se desarrolla la larva, después la larva penetra en la madera en donde hace galerías de gran tamaño, las cuales bloquean el paso de agua y nutrientes. El follaje de los árboles afectados cambia a color café claro, se mezcla con follaje verde. En el ambiente urbano ataca árboles debilitados por diferentes causas, entre ellas las pudriciones de raíz causadas por hongos del género *Ganoderma*.

MANEJO

En el caso de infestaciones presentes se sugiere la remoción de los árboles atacados, la madera infestada se debe quemar o trasladar a sitios distantes de árboles vivos; en el caso de plantaciones comerciales se sugiere hacer aprovechamientos de las plantaciones afectadas.



Barrenador *Neoclytus cacticus*. **A** árbol de *Eucalyptus camaldulensis* con muerte en la mitad superior del tronco por ataques del barrenador. **B** adulto. **C** pupa. **D** larva madura. **E** y **F** galerías de larvas, en **F** note como penetran en la madera. **G** y **H** puntas con ataques recientes y orificios de emergencia de adultos.

2.20. Barrenador del tronco, *Aepytus* sp.

HOSPEDANTES

Las especies de este género barrenan troncos de árboles vivos, se les ha registrado en *Bombacopsis quinata*, *Fraxinus udhei*, *Gmelina arborea*, *Tabebuia rosea* y *Tectona grandis*. También en especies de árboles silvestres de varias familias como Verbenaceae, Rubiaceae, Compositae y Ulmaceae del trópico centroamericano

DISTRIBUCIÓN

Campeche, Chiapas, Estado de México, Jalisco, Nayarit y Tabasco. Los miembros de esta familia son más tropicales, conocidos de Sudamérica y África.

IMPORTANCIA

Tiene importancia reducida; aunque varios plantadores de Jalisco, Tabasco y Campeche han mencionado su presencia y han realizado combate de larvas. En el ambiente templado se tienen ataques de una especie de *Aepytus* en fresnos de importancia urbana.

DESCRIPCIÓN

Los adultos son de gran tamaño, con más de 4 cm de expansión alar, son insectos primitivos, con palpos labiales y maxilares pequeños, con antenas cortas; su cuerpo es de colores claros, anaranjados a ocre, las alas similares en color. Los huevos son pequeños, se depositan de manera dispersa sobre la vegetación herbácea y arbustiva durante el vuelo de la hembra, y aunque son depositados por miles por cada hembra, son de difícil reconocimiento ya que quedan dispersos en el suelo. Las larvas de los primeros instares viven como barrenadores de malezas o incluso se piensa que se alimentan de materia orgánica en descomposición. Las larvas maduras son grandes, con más de 5 cm de longitud, cuerpo con setas poco obvias, cabeza oscura,

protórax con una placa rojiza. Viven dentro de un túnel en el árbol hospedante, cubren la salida de este túnel con una cubierta similar a una lona gruesa, hecha de seda y excrementos. La pupa se desarrolla dentro del túnel.

CICLO BIOLÓGICO

El ciclo no se conoce, pero de estudios realizados en Costa Rica se acepta que es un ciclo anual, los nuevos adultos emergen al iniciar la época de lluvias, en mayo o junio, vuelan sobre la vegetación y dejan caer su carga de huevos, al nacer, las jóvenes larvas buscan tallos tiernos y se presume se alimentan de ellos; en melina se aprecian las primeras cubiertas de túnel (bolsones en Costa Rica) en los meses de agosto a octubre; en esta fase el desarrollo larvario se prolonga hasta el siguiente año en que pasa al estado de pupa.

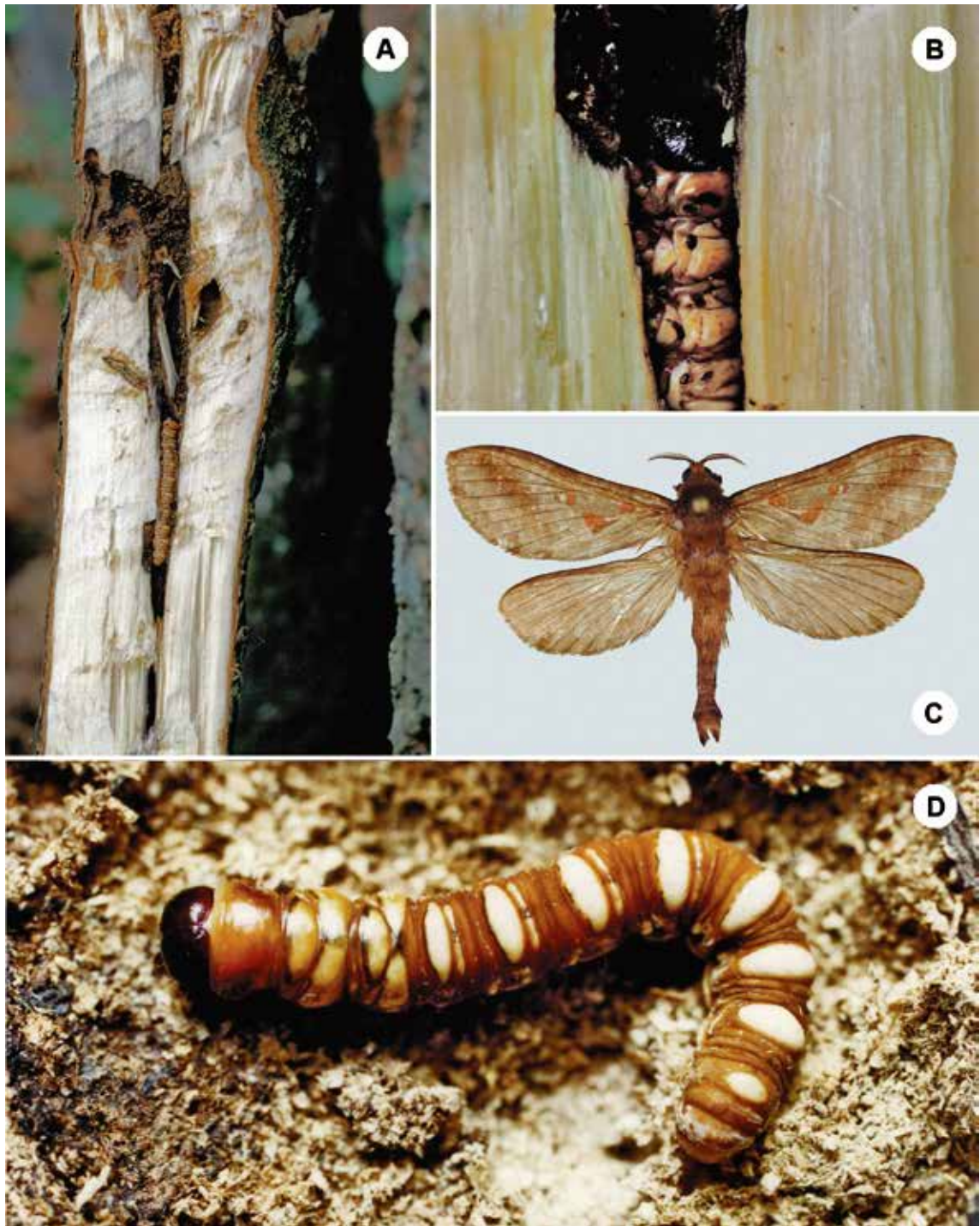
DAÑOS

Los daños son fácilmente localizables, ya que las larvas hacen túneles verticales en el centro del tronco de árboles jóvenes, estos túneles miden hasta 20 cm de longitud, y se disponen hacia arriba o hacia abajo; la entrada a este túnel es cubierta con el bolsón de seda, el cual es grande, de más de 3 cm diámetro, de color café similar a la corteza del árbol atacado. Como resultado se tiene un túnel que afecta la calidad de la troza ya que casi siempre se ubica en los tres primeros metros de altura del árbol.

MANEJO

Una manera en que se combate a este insecto es inyectar un insecticida piretroide en el túnel larvario, se descubre la cubierta de seda y se aplica con jeringa el producto diluido, puede ser bifentrina o deltametrina. La larva al detectar el producto se activa y sale a la superficie tocando el producto fácilmente.

Insectos que se alimentan del tronco



Barrenador de melina y teca *Aepytus* sp. **A y B** larvas dentro de túnel, siempre está en el centro del árbol y es largo, tiene una cubierta de seda en la superficie. **C** adulto. **D** larva madura.

2.21. Barrenadores ambrosiales, *Xyleborus volvulus*

HOSPEDANTES

Son cientos de especies de plantas en todo el mundo, como estos insectos no se alimentan de madera y solo la usan como sustrato para el desarrollo de hongos, pueden vivir en una gran cantidad de hospedantes, infestan maderas húmedas, y árboles vivos debilitados o recién muertos. En las plantaciones de eucaliptos, melinas y tecas infesta árboles moribundos dañados por enredamientos de raíz, por canchros de tronco o por cualquier factor de estrés.

También atacan trocería recién derribada o almacenada.

DISTRIBUCIÓN

Tienen una amplia distribución en el mundo, se encuentra en los países tropicales de América, África, Asia y Oceanía. En México está distribuido en todos los estados tropicales de ambas vertientes.

IMPORTANCIA

La presencia de estos insectos en los árboles de las plantaciones indica que otro factor los predispuso al ataque; aunque la infestación de los insectos contribuye en el debilitamiento general del árbol y en la muerte de ellos. Los túneles hechos por los adultos reducen el valor de la madera que se utiliza para aserrío.

DESCRIPCIÓN

La hembra adulta mide 2.0 a 2.7 mm de longitud; con ojos emarginados, funículo antenal de 5 segmentos; margen basal de los élitros redondeados, formando una línea transversal recta que cruza el cuerpo, en el declive elitral tiene pelos largos y cortos de color amarillo a café rojizo. Las larvas son ápodas, cilíndricas y de color blanquecino.

CICLO BIOLÓGICO

Son insectos que viven en grupos de varios cientos de individuos en galerías irregulares dentro de la madera. Presentan varias genera-

ciones sobrepuestas al año. Las hembras son de hábitos alimenticios ambrosiales (que barrenan la madera pero se alimentan de los hongos que ellas siembran dentro de las galerías), copulan con los machos en el interior, aunque una alta proporción de ellas son partenogenéticas; ovipositan dentro de los túneles, las larvas viven libremente o forman cámaras adyacentes a la galería materna, se alimentan del micelio del hongo y pupan en el interior de los túneles.

Las nuevas hembras salen por los orificios de entrada que hicieron sus madres y los machos, que presentan atrofia de sus alas, permanecen dentro de las galerías.

DAÑOS

En las plantaciones que apenas tienen de uno a cuatro años de edad y que están afectadas por los problemas de raíz o por hongos que causan pudriciones de raíz o canchros de tronco, se presentan infestaciones por estos insectos; los ataques se reconocen porque en la base del árbol se encuentran montículos de aserrín fácilmente reconocibles, son de color blanquecino.

Las galerías de los insectos son túneles rectos que penetran profundamente la madera, al principio perpendiculares y luego en varias direcciones, son largos, cilíndricos, de apenas 1 mm de diámetro, pero más de 1 metro de longitud.

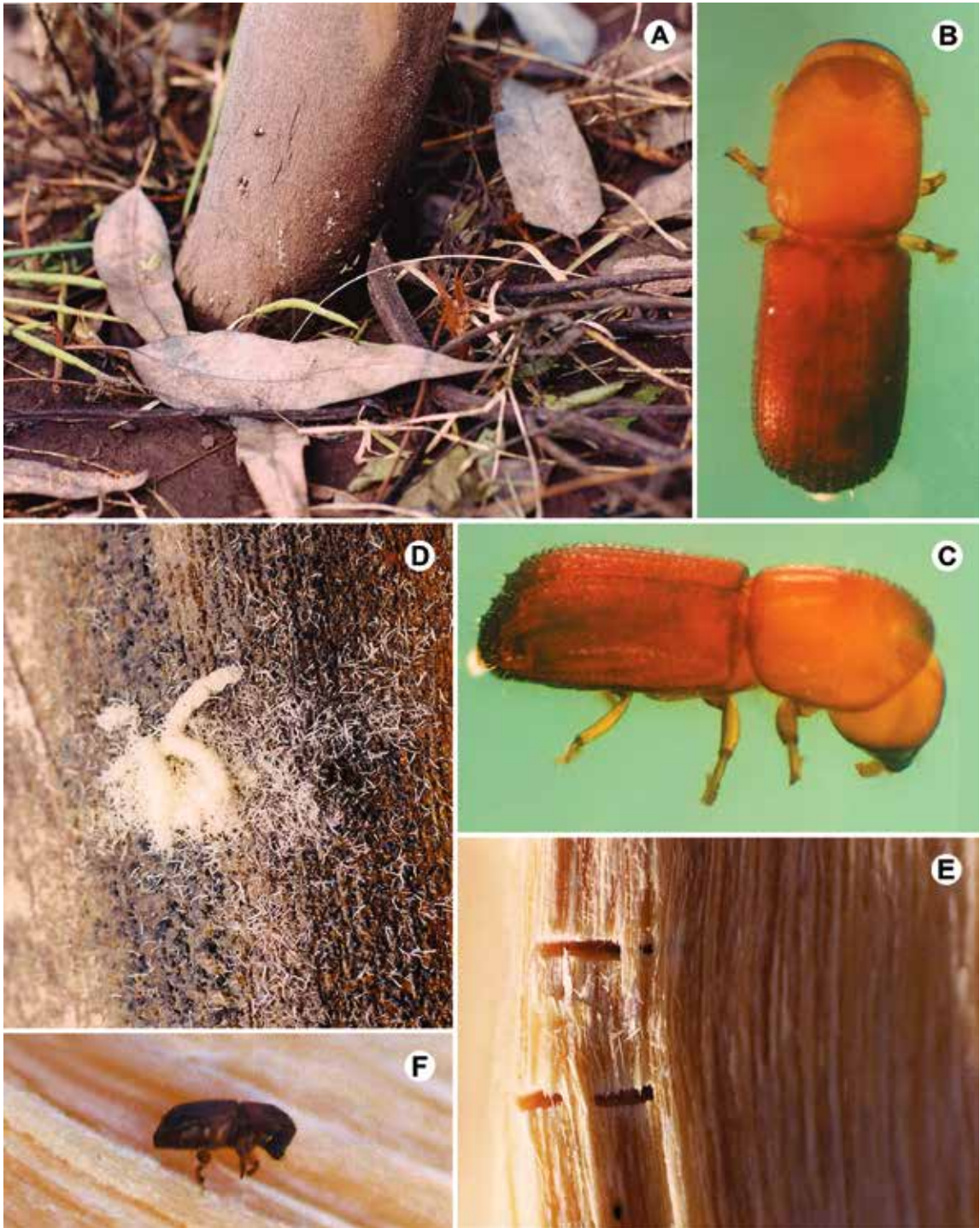
Estos insectos llevan hongos en micangios, estructuras especializadas que se encuentran en la parte anterior del cuerpo. Los hongos son inoculados en la madera, su micelio se desarrolla en los vasos de conducción de agua taponando los conductos y acelerando la muerte de los árboles. Estos insectos tienen ciclos biológicos muy cortos, requieren de pocas semanas para que su progenie salga de los árboles y ataque a otros individuos.

MANEJO

Por la naturaleza secundaria de los insectos no se recomiendan acciones de control. En patios de almacenamiento de trocería se pueden prevenir ataques mediante la aspersión de piretroides.

Ref. bibliográfica: 52.

Insectos que se alimentan del tronco



Barrenador ambrosial *Xyleborus volvulus*. A y D evidencia de entrada de adultos, note el aserrín de color blanco en la superficie de la corteza. B y C preadulto, vista dorsal y lateral. E, túnel dentro de la madera. F adulto maduro, ya es de color café oscuro.

2.22. Isoptera (Termes, termitas o comejenes)

José Tulio Méndez Montiel y David Cibrián Tovar

El Orden Isoptera comprende a un grupo de insectos sociales, generalmente se les encuentra desde unos cientos a varios miles de ellos formando colonias en espacios cerrados, debajo del suelo, dentro o sobre los árboles; en las colonias hay castas (obreros, soldados y reproductores), cada una de ellas realiza una función específica, proveer alimento, protección y reproducción respectivamente.

Su alimentación es de celulosa, componente principal de la madera, para poder digerirla, su aparato digestivo contiene numerosos protozoarios encargados de producir las enzimas que desdoblan la celulosa en carbohidratos de cadena corta; esta relación simbiótica termes-protozoarios, se presenta en los termes inferiores organizados en cuatro familias, de las cuales, tres se encuentran en México: Termopsidae, Kalotermitidae y Rhinotermitidae; a esta última familia pertenecen los termes subterráneos de mayor importancia económica que afectan plantaciones forestales, *Coptotermes crassus*, *Heterotermes convexinotatus* y *H. cardini*.

Recientemente (2013), mediante análisis molecular fue identificada la especie *Coptotermes vastator*, ésta es asiática y éste es el primer registro del que se tiene noticia en México. Se le ubicó afectando plantaciones de *Eucalyptus urophylla* en el municipio de Huimanguillo, en Tabasco.

Otro grupo de termes ha evolucionado y ya no dependen de los protozoarios para alimentarse, a estos se les conoce como termes superiores, a este grupo pertenece una sola familia, Termitidae, sin embargo es la familia que incluye a más del 75% de las especies conocidas de termes; en plantaciones se han encontrado a *Nasutitermes* y *Gnathamitermes*.

Para un reconocimiento, de forma sencilla y rápida se utiliza la casta de los soldados, estos se reconocen fácilmente porque presentan la cabeza con colores más oscuros que el resto del cuerpo. Algunos caracteres morfológicos importantes a tomar en cuenta para identificar estos termes son: la forma de la cabeza y de las mandíbulas; el tamaño de la fontanela, la cual es una abertura en la parte media dorsal o frontal de la cabeza, por donde expulsan los líquidos que les sirven como mecanismo de defensa químico. Otro carácter importante es la forma del pronoto, que puede ser aplanado o en forma de silla de montar (visto en posición lateral).

En la página siguiente, se presenta una clave fotográfica para separar de forma sencilla los géneros de termes subterráneos encontrados en plantaciones forestales de México.

En este trabajo se describen las especies de termes más frecuentemente asociadas a plantaciones: *Coptotermes crassus*, *Heterotermes convexinotatus*, *Nasutitermes nigriceps*, *N. corniger* y *Gnathamitermes* sp.

Méndez, M.J.T. 2002. La familia Rhinotermitidae en México (Isoptera-Insecta). Tesis doctoral. Colegio de Postgraduados. Montecillos, México. 141 p.

Insectos que se alimentan del tronco

Clave para separar familias y géneros de termites subterráneos que afectan plantaciones forestales

Termites subterráneos

FAMILIA RHINOTERMITIDAE

Pronoto plano



FAMILIA TERMITIDAE

Pronoto en forma de silla de montar



Soldados con:
Cabeza piriforme
Mandíbulas largas



Coptotermes

Soldados con:
Cabeza rectangular
Mandíbulas largas y esbeltas



Heterotermes

Soldados con:
Fontanela proyectada como nariz
Sin mandíbulas



Nasutitermes

Soldados con:
Fontanela sin proyección
Mandíbulas bien desarrolladas



Gnathamitermes

2.23. Termes subterráneos, *Coptotermes crassus*

José Tulio Méndez Montiel y David Cibrián Tovar

HOSPEDANTES

Numerosas especies de árboles, en las plantaciones comerciales tropicales ataca especies de eucaliptos, *E. grandis*, *E. urophylla*, *E. pellita*; también en *Gmelina arborea* y *Tectona grandis*.

DISTRIBUCIÓN

Tiene una amplia distribución en la América tropical, se encuentra desde Brasil hasta el sur de México. En México se le ha colectado en Campeche, Chiapas, Guerrero, Jalisco, Michoacán, Oaxaca, Tabasco, Veracruz y Yucatán.

IMPORTANCIA

En general en las plantaciones puede afectar de manera importante. En el estado de Tabasco, llegan a infestar hasta el 17 % de predios plantados. En plantaciones del sureste se le reconoce importancia actual, y se requiere de su monitoreo continuo y por las actividades de cosecha se espera que su importancia sea mayor en el futuro.

DESCRIPCIÓN

Como todas las termitas, presenta castas bien definidas, existen reproductores alados, soldados y obreros. La mejor forma para identificarla es por medio de los soldados, presentan una cabeza bien definida, piriforme, de color miel, tienen mandíbulas afiladas, sin dientes marginales por su cara interna. Alcanzan un tamaño de apenas 3 mm de longitud. Los obreros son de color blanquecino, con cabeza bien diferenciada, pero con mandíbulas cortas.

CICLO BIOLÓGICO

Los adultos alados realizan un vuelo nupcial, en el que las hembras buscan un sitio para iniciar un nuevo nido; los machos las localizan y se forman parejas que pueden permanecer unidas por mucho tiempo. En el suelo, la hembra forma un nido principal, siempre rodeada por obreros y

soldados. Los obreros hacen túneles en el suelo y en la superficie del tronco de los árboles, crean un sistema complejo de túneles que puede medir varias decenas de metros de longitud por donde circulan al igual que los soldados. Los obreros comen de la madera y digieren la celulosa, después traspasan parte del alimento al resto de los individuos de la colonia.

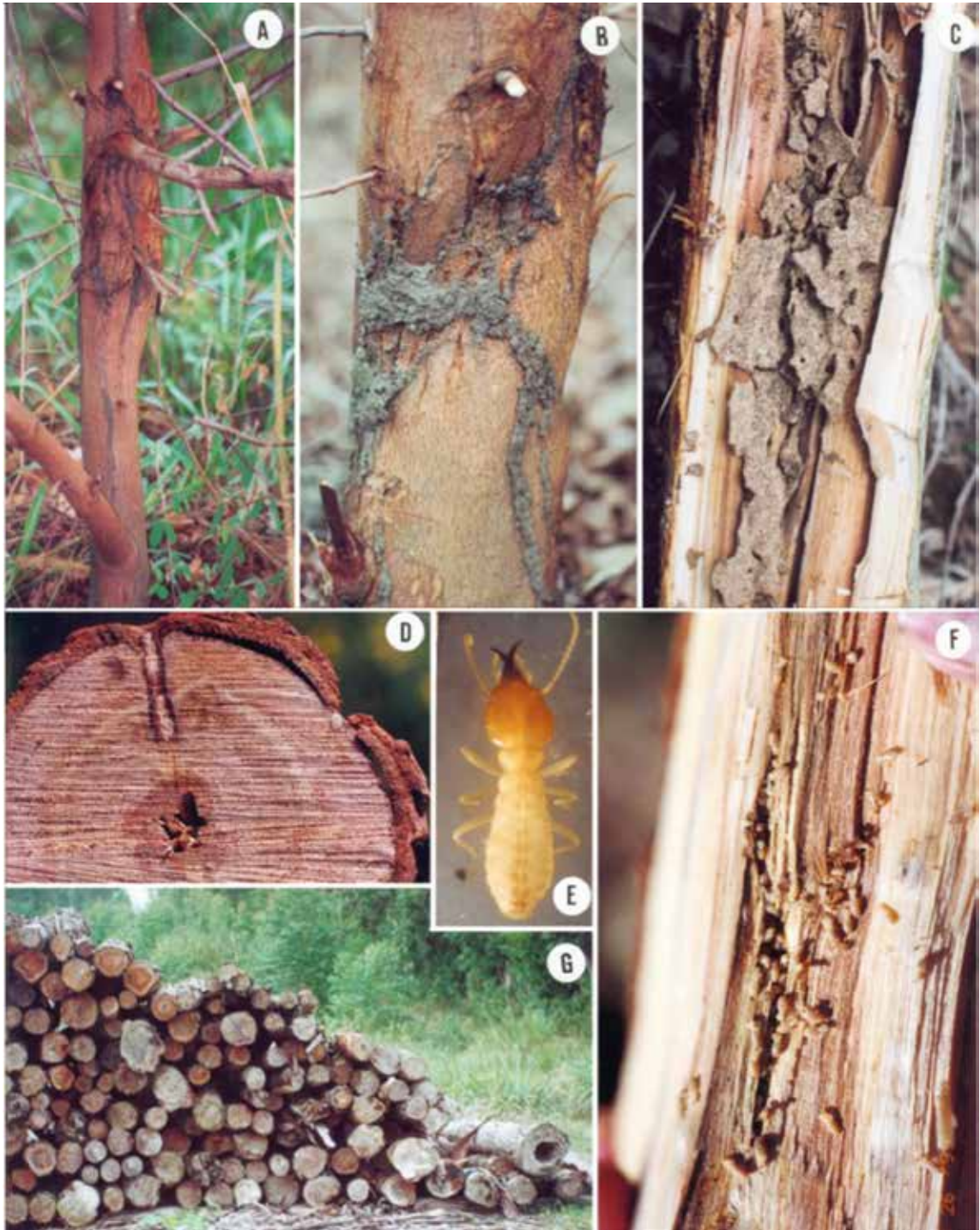
Cada año se forman enjambres de nuevos adultos alados que se dispersan para iniciar nuevas colonias. Un nido puede tener termitas por más de diez años.

DAÑOS

En las plantaciones se han encontrado infestaciones activas en árboles de diferentes edades; algunas veces de menos de dos años de edad. En la superficie de la base de los árboles se reconocen senderos de tierra, que son gruesos y se ven del color del suelo. En el interior de los árboles hacen túneles irregulares en el tronco, algunas veces en el centro pero otras en la periferia; cada túnel asciende por varias decenas de centímetros y conforme se agranda se rellena con lodo traído del exterior, es una mezcla que cementa con secreciones bucales y que se endurece al secar. Los árboles atacados pueden estar vivos y permanecer así por mucho tiempo; la troza principal es la más afectada. En las plantaciones de eucalipto las termitas son atraídas a los árboles afectados por los canchales, especialmente los dañados por *Chrysoporthe*.

MANEJO

Se sabe que existen formulaciones a base del hongo *Beauveria bassiana*, que por vía biológica pueden controlar a las termitas, utilizando como trampas, tubos de PVC cebados con cartón corrugado. Se sugiere que después de las labores de cosecha de árboles se realice una inspección para determinar el papel que las termitas tendrán en la nueva producción.



Termes subterráneos *Coptotermes crassus*. A, B, C y F troncos de *Eucalyptus urophylla* con galerías de obreros; en A y B túneles externos; en C daño en el corazón de la madera, note el lodo que fue introducido y con el que se hacen cámaras que sustituyen la madera; en F se aprecian las ninfas. D corte de un tronco de eucalipto con galería inicial en el centro. E soldado, típico del género con cabeza piriforme. G trocería con daños en el corazón de la madera.

2.24. Termes subterráneos, *Heterotermes convexinotatus*

José Tulio Méndez Montiel

HOSPEDANTES

Eucalyptus camaldulensis, *E. torreliana*, *E. urophylla*, *Gmelina arborea*, *Mangifera indica*, *Sesuvium serban* var. *sesvan*, estacas de pino y muchas plantas nativas.

DISTRIBUCIÓN

Chiapas, Guerrero, Jalisco, Morelos, Nayarit, Oaxaca, Quintana Roo, Tabasco, Tamaulipas y Veracruz.

IMPORTANCIA

Son muy importantes, debido que se encontraron en diversas situaciones, en árboles vivos y muertos, en estacas de pino y en varias plantas nativas. Por estas razones Representan un serio peligro para las plantaciones. Se reportan termitas de este género y de otros de la misma familia causando daños de consideración sobre eucalipto en varias partes del mundo (India y Australia), en México causan daños importantes en árboles vivos de *Pinus oocarpa* en Chiapas y Guerrero; en Tabasco un termes subterráneo causó daños severos en una plantación de *Gmelina arborea*. Aunque no está comprobado, es posible que puedan ser vectores de hongos causantes de marchitamientos, al llevarlos de plantas muertas a plantas vivas. Otras especies de este género que se reportan en México, en plantas de importancia forestal, son *H. orthognathus*, *H. tenuis* y *H. cardini*.

DESCRIPCIÓN

Son insectos sociales, que viven en colonias desde unos cientos hasta varios miles de individuos organizados en división de castas dentro de la colonia; las castas son: reproductores primarios, reproductores secundarios, obreras

y soldados. Los soldados miden 5 a 6 mm de longitud; con mandíbulas grandes, rectas y delgadas; cabeza de color café claro, el resto del cuerpo es de color crema. Los obreros son de tamaño similar a los soldados pero de color blanco sucio en todo el cuerpo y con las mandíbulas no tan visibles. Se reconocen fácilmente por que se encuentran en gran número dentro de las maderas, también, forman galerías o túneles delgados cubiertos con tierra sobre la superficie de las partes atacadas.

CICLO DE VIDA Y HÁBITOS

Las reproductoras salen de troncos muertos durante la época de lluvia, vuelan, se dispersan y localizan material celulósico susceptible, como madera enterrada o raíces de árboles debilitados, ahí pasan varios meses formando una nueva colonia, al principio de unos cuantos individuos, con el tiempo su número se incrementa notablemente. Las termitas hacen galerías bajo el suelo buscando más madera para alimentarse, también forman galerías amplias debajo de la corteza de los árboles atacados, pudiendo invadir la madera. Se observan con mayor frecuencia en los sitios menos húmedos. Los árboles de *Eucalyptus* de un año afectados por canchros, presentaron colonias de estas termitas debajo de la corteza .

DAÑOS

Afectan la madera de arboles vivos, principalmente en el duramen, por lo que pueden llegar a reducir considerablemente su utilización.

MANEJO

Se sugiere el uso de hongos entomopatógenos, *Beauveria bassiana*, en forma similar a lo recomendado para *C. crassus*.

Insectos que se alimentan del tronco



Termes *Heterotermes*. A árbol con túnel cubierto con lodo. B soldado, note la cabeza rectangular y mandíbulas largas. C agregado de lodo que cubre la entrada al tronco.

2.25. Termes subterráneos, *Gnathamitermes*

José Tulio Méndez Montiel

HOSPEDANTES

Gmelina arborea y muchas otras especies de árboles, también se alimenta de residuos maderables de cualquier especie de árbol

DISTRIBUCIÓN

Jalisco, Nayarit y Sinaloa.

IMPORTANCIA

Su importancia es baja. La mayoría de estos termes consumen herbáceas y otros materiales vegetales muertos. Seguramente su importancia mayor sea desde el punto de vista ecológico, ya que incorporan la materia orgánica al suelo y al construir sus galerías mejoran el drenaje en el interior del suelo.

DESCRIPCIÓN

Son insectos sociales que viven en colonias numerosas; con una división de castas las cuales son: reproductores, soldados y obreros. Los soldados miden 3 mm de longitud, con mandíbulas tan grandes como la cabeza. Las mandíbulas en la base presentan un diente en el margen interior, cabeza café claro y redondeada, el resto del cuerpo de coloración blanco sucio. Los obreros miden 4 mm de longitud, mandíbulas cortas, cabeza color café claro, abdomen de color blanco sucio, con bandas transversales de color oscuro,

esta coloración es debido al alimento que se encuentra en el intestino y que se transparenta. Se reconocen fácilmente porque las plantas atacadas están cubiertas parcial o totalmente por una fina capa de tierra, debajo de la cual se encuentran las termitas.

CICLO BIOLÓGICO

Se desconocen muchos aspectos del ciclo biológico, pero puede ser similar a otros termes de este mismo grupo. Pertenecen a las termitas que se alimentan de hongos que cultivan en el interior de sus termiteros subterráneos, por este motivo, llevan la madera de las plantas afectadas hasta sus "nidos". Se les observó forrajeando activamente en julio, en septiembre las termitas se encuentran debajo del suelo probablemente por las abundantes lluvias, que deshacen los túneles de tierra.

DAÑOS

En melina se observó en la base de los troncos, cubriéndolos hasta casi un metro de altura, consumiendo la superficie externa de la corteza, aparentemente no penetran a la madera, por esta razón se considera que no causan daños a las plantaciones.

MANEJO

No se recomienda

Insectos que se alimentan del tronco



Termes *Gnathamitermes*. Tronco de *Gmelina arborea*, con cubierta de tierra, los obreros hicieron esta cubierta y solo entran a las primeras capas de la madera,

2.26. Termes nido de cartón, *Nasutitermes corniger* y *N. nigriceps*

José Tulio Méndez Montiel

HOSPEDANTES

Se encuentra en numerosas especies de árboles, común encontrarla en plantaciones de *Cedrela odorata* *Eucalyptus urophylla*, *Gmelina arborea* y también en plantaciones de hule *Hevea brasiliensis*.

DISTRIBUCIÓN

En muchos de los estados del país, Campeche, Sinaloa, Tabasco, Oaxaca, Quintana Roo, Veracruz y Yucatán.

IMPORTANCIA

Son insectos que contribuyen en el reciclamiento de nutrientes, sus daños a la madera de árboles vivos es mínimo.

DESCRIPCIÓN

Son insectos sociales que viven en colonias numerosas; con una división de castas las cuales son: reproductores, soldados y obreros. Los soldados tienen una cabeza que termina en punta, su mecanismo de defensa descansa en la emisión de líquidos pegajosos y repelentes para sus depredadores. Las termitas obreras son abundantes y con cabeza normal, café claro.

Se reconocen fácilmente por los grandes nidos que forman en los árboles, son parcialmente esféricos y llegan a medir hasta 1 metro de diámetro, son de color café oscuro, de consistencia coriácea.

Al abrir uno de estos nidos se encuentran gran número de soldados, todos con cabeza puntiaguda.

CICLO BIOLÓGICO

Las reproductoras inician nuevos nidos en los troncos de los eucaliptos, se pegan en la superficie de la corteza, en donde forman una semiesfera de cartón, cuando ya existen obreras ellas hacen senderos cubiertos con tierra que les per-

miten moverse hasta encontrar material celulósico del cual alimentarse.

Las obreras se pueden alejar decenas de metros de este nido y traer material de maderas en pudrición que estén en el suelo.

DAÑOS

En Tabasco se tienen varias plantaciones en las que se encuentran numerosos nidos en los árboles que están en crecimiento, pero estas termitas no penetran a la madera de los árboles vivos, se alimentan de ramas laterales ya muertas y de otros materiales que se encuentran en el suelo.

MANEJO

No se recomiendan acciones de manejo.



Nido de cartón en eucalipto

Insectos que se alimentan del tronco



Termes nido de cartón *Nasutitermes corniger*. A, B y C nido en la base de un tronco de *Eucalyptus urophylla*; en C se hizo un corte para mostrar las estructura interna del nido. D y E soldados nasutiformes y obreros.

2.27. Gallina ciega, mayates de junio, *Phyllophaga*, *Cyclocephala* y *Anomala*

David Cibrián Tovar, Francisco Sánchez Ramayo

Los adultos de los mayates de junio, cuyas larvas se conocen como gallinas ciegas forman un complejo diverso, la mayor parte de las especies fitófagas se encuentra dentro de los géneros *Phyllophaga*, *Cyclocephala* y *Anomala*; aunque existen otros de menor importancia.

HOSPEDANTES

Son numerosas especies de plantas, muchas herbáceas, también en árboles de todos los tipos como coníferas, encinos, eucaliptos, teca, melina, cedro, caoba y otros tropicales.

DISTRIBUCIÓN

Los géneros tienen cierta preferencia por región altitudinal, las especies de *Phyllophaga* son más diversas en el ambiente templado, mientras que *Anomala* y *Cyclocephala* son más diversos y abundantes en los climas semi y tropicales.

IMPORTANCIA

Son de gran importancia en las plantaciones recién establecidas, sobre todo en aquellas que se ubican en terrenos que fueron agrícolas; los árboles quedan expuestos a daños por larvas de gallina ciega, tanto en la raíz como en el follaje. En plantaciones de teca se han realizado estudios de proporción de infestación por ambos géneros de gallinas ciegas, encontrando que *Anomala* es más abundante que *Phyllophaga*, con capturas hasta de 85 % en favor de la primera; sin embargo, se requieren estudios adicionales para determinar si se mantiene esa misma proporción de daño a raíces por especies de cada género.

DESCRIPCIÓN

Los adultos de *Phyllophaga* son coleópteros de forma oval, alargada, que miden de 15 a 18 mm de longitud; son de color café rojizo a café oscuro; antenas de tipo lamelado, los últimos tres segmentos aplanados y alargados hacia un lado. Pronoto más ancho que largo, patas moderada-

mente largas, con pocas espinas o sin ellas, se caracterizan por poseer todas sus uñas tarsales de la misma forma, bífidas. Dorso en ocasiones con setas largas, pigidio masculino ovalado o casi triangular.

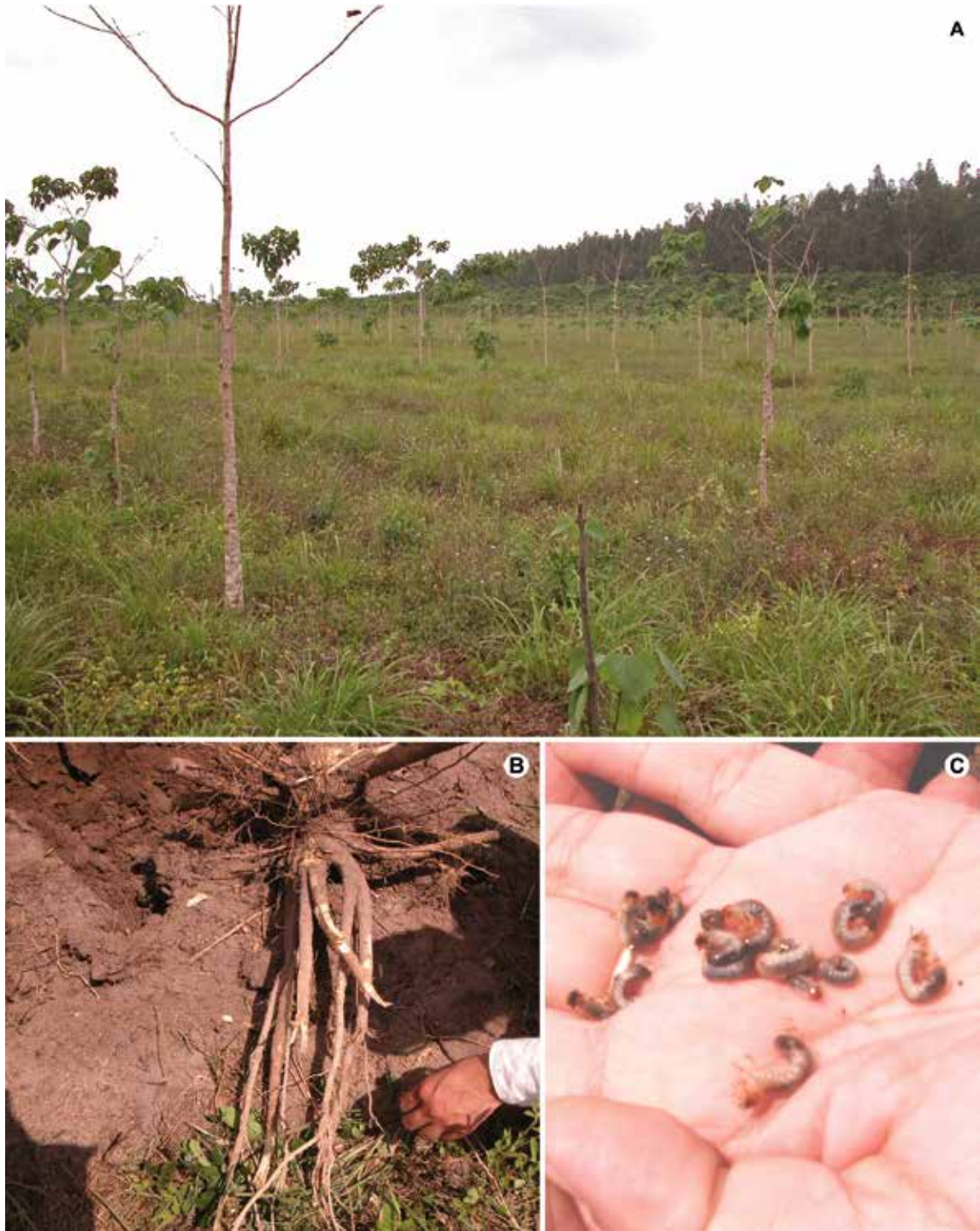
Las larvas de tipo escarabeiforme, maduras miden 30 mm de longitud y son de color blanco a crema sucio; cabeza de color café rojiza, sin ocelos aparentes, con 10 a 12 setas antero-frontales; abdomen dilatado y de color oscuro en los últimos dos segmentos; con abertura anal en forma de "Y" o de "V", ráster con abundantes palidias (setas engrosadas) y mandíbulas con área estriduladora. Las pupas de tipo exarata, de color café pálido. Los huevecillos de forma oval, miden 2 mm de largo por 1 mm de ancho, de color blanco aperlado.

Los adultos del género *Anomala* se reconocen porque el borde lateral y posterior de los élitros tiene una orilla membranosa estrecha, la cual es muy característica del género. Los élitros se ensanchan hacia la parte media y posterior. Tibias con uñas tarsales bífidas, pero una de cada par algo mayor que la otra. Generalmente las hembras poseen la porción distal de las tibias posteriores más anchas que las de los machos, mientras que en los machos los tarsos anteriores son más robustos que en las hembras. La larva con abertura anal longitudinal en forma de "I". Ráster con menor número de palidias que *Phyllophaga* spp.

Los adultos de *Cyclocephala* se caracterizan porque desde la vista dorsal se alcanza a ver los extremos de las mandíbulas, pronoto convexo y liso; así como la cabeza, en los machos una de las uñas anteriores puede estar engrosada, torcida o bífida.

CICLO BIOLÓGICO

La mayoría de las especies de gallina ciega presentan un ciclo biológico anual, pero existen pocas especies que requieren de dos años para alcanzar el estado adulto.



Gallina ciega *Phyllophaga*. **A** plantación de melina en sitio con pastizal, la infestación de larvas puede ser elevada en un sitio como este. **B** raíz de un árbol con síntomas de lento crecimiento, las raíces muestran daños por larvas. **C** conjunto de larvas que estuvieron adyacentes a la raíz mostrada en **B**

En un ciclo anual típico, los adultos emergen desde principios de mayo, pero esto depende de la localidad, existen regiones donde la emergencia masiva se presenta en el mes de junio y se les encuentra hasta mediados de septiembre, todos son fuertemente atraídos a las fuentes de luz.

Las hembras de *Phyllophaga* liberan feromonas para atraer a los machos y realizar la cópula, que puede llevarse a cabo en el suelo cerca de la base de los arbolitos, generalmente hay más machos que hembras y éstos salen antes para esperar la emergencia de ellas.

Los huevecillos son puestos en la tierra cerca de las raíces, a una profundidad entre 10 y 20 cm; se encuentran desde mediados de junio hasta principios de septiembre.

Las larvas emergen de los huevecillos y se alimentan de las raíces; pasan por tres instares, durante un periodo de 200 a 290 días; los dos primeros requieren de poco tiempo, de tal forma que al finalizar el verano ya está presente el tercer instar, el cual es el más dañino y de mayor duración. Un gran número de especies se alimenta de residuos orgánicos, mientras que otros son rizófagos facultativos u obligatorios; este instar larvario requiere de mucho tiempo para madurar, cuando se encuentra en sitios con vegetación anual puede entrar en reposo por tres a seis meses y en este tiempo se entierra a profundidades mayores a 40 cm; en la primavera regresa a la superficie para continuar su alimentación.

Cuando las larvas han completado su desarrollo, preparan una cámara en el suelo, a unos 15 a 20 cm de profundidad para pupar; las pupas se encuentran desde la segunda semana de febrero hasta la tercera de mayo. Los adultos ya formados permanecen en las cámaras hasta que las condiciones externas son favorables para salir y alimentarse del follaje.

DAÑOS

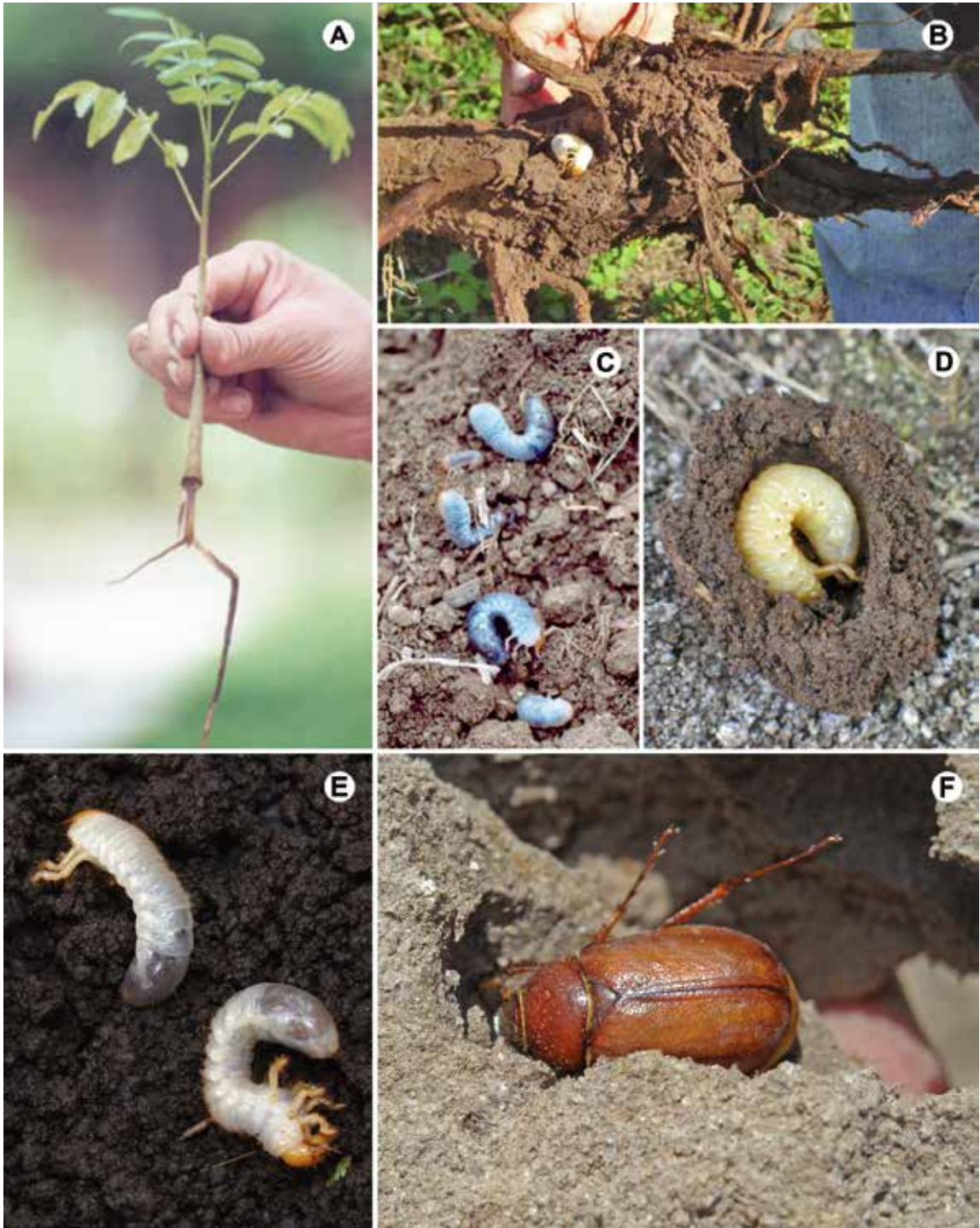
Las larvas se alimentan de las raíces, debilitando las plántulas o árboles jóvenes, lo que en la mayoría de los casos les ocasiona la muerte. En ocasiones los adultos requieren completar su desarrollo y para ello se alimentan del follaje

de árboles grandes, se ha registrado su daño en follaje de ceiba, cedro rojo, teca y melinas; en los ambientes templados es frecuente encontrar a las orillas de campos de cultivo de maíz, a pinos o encinos con defoliaciones severas, en ocasiones el daño se extiende dentro del bosque. Esta actividad de defoliación se presenta durante la noche y ocurre en los meses del verano. En las plantaciones de teca el daño a raíz puede tener consecuencias importantes para la presencia de hongos que causan pudrición de raíz como *Kretzschmaria zonata*, o *Armillaria*, ya que las lesiones en raíces pueden facilitar el acceso de estos patógenos.

MANEJO

La prevención de daños a la planta que se va a establecer en nuevas plantaciones se logra con la incorporación en el vivero de hongos entomopatógenos, se sugiere que antes de extraer la planta, ésta reciba una aplicación de *Metarhizium anisopliae*, ya existen productos con base en este hongo, los cuales contienen cepas virulentas hacia gallina ciega; los comités estatales de sanidad vegetal tienen esta información específica; por ejemplo en el estado de México se ofrece el producto METASAVEM, el cual se sugiere aplicar una mezcla líquida hecha con 400 gramos de producto disueltos en 200 litros de agua. En campo se sugieren dosis de 400 a 800 gramos por hectárea, la aspersión se puede hacer en las cepas en donde se va a plantar. Para la detección de poblaciones de adultos es recomendable la instalación de trampas de luz, se pueden colocar en las plantaciones o en los viveros. Con estas trampas es posible determinar las fechas de ocurrencia de adultos y las posibles fechas de tratamientos contra ellos. Ahora existen experiencias de control con trampas de luz las cuales han permitido proteger cultivos de maíz, capturando más de 90 mil ejemplares por hectárea. En las plantaciones de alto valor se recomienda la evaluación continua de las poblaciones de estos insectos, especialmente en donde se hicieron labores de control ya que los productos tienen una vida media y los insectos de las áreas vecinas pueden colonizar de nueva cuenta a las raíces.

Insectos que se alimentan de la raíz



Gallina ciega, *Phyllophaga* spp. A plántula de *Cedrela odorata* con lesión en la base. B, C, D y E larvas, la de E ya está lista para pasar al estado de pupa. F adulto listo para emerger.

3.1. Araña roja, *Tetranychus*

Las arañas rojas de los géneros *Tetranychus* y *Oligonychus* son de las más comunes en el trópico; la especie *Tetranychus urticae* es de las más conocidas; por ello, este grupo de plagas se ejemplifica con información sobre esta especie; aunque es altamente probable que otras especies o géneros estén asociadas con los árboles que se utilizan en las plantaciones comerciales.

HOSPEDANTES

Se han registrado infestaciones de araña roja en *Cedrela odorata*, *Eucalyptus* spp., *Tabebuia rosea* y *Tectona grandis*, *Tetranychus urticae* ataca más de 200 especies de plantas. En Colombia se registra a *Tetranychus* en teca.

DISTRIBUCIÓN

Los géneros y especies de araña roja tienen amplia distribución en México. En teca se registraron infestaciones en Campeche, Tabasco, Veracruz y Yucatán. En *Eucalyptus urophylla* y *E. grandis* en Veracruz, Oaxaca y Tabasco. En *Cedrela odorata* en Hidalgo, Puebla, Veracruz y Oaxaca.

IMPORTANCIA

Estos ácaros son comunes, afectan el follaje, principalmente en viveros y plantaciones jóvenes; con frecuencia tienen importancia suficiente para justificar acciones de control, sobretodo en plantaciones de teca.

DESCRIPCIÓN

Los adultos son pequeños, las hembras que son los individuos más grandes apenas alcanzan 0.5 mm de longitud, de cuerpo oval; en el caso de *T. urticae*, tiene dos manchas oscuras en los laterales, cuerpo de color amarillento a rojo según la edad, patas transparentes. Los machos

son más pequeños que las hembras. La larva solo tiene tres pares de patas. Las ninfas, son amarillentas con cuatro pares de patas. El huevo es esférico y brillante.

CICLO BIOLÓGICO

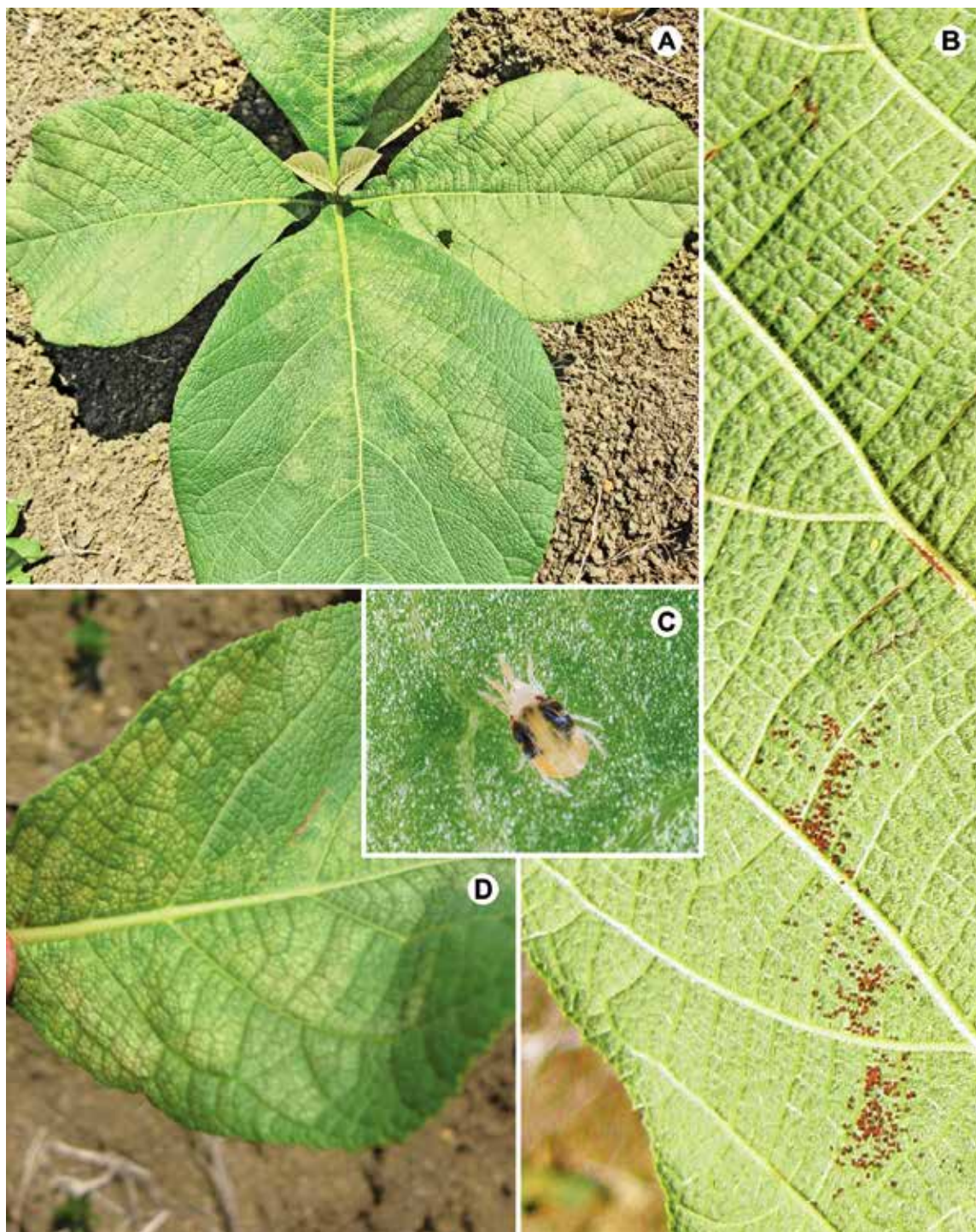
El ciclo es rápido; en tiempo de secas cuando se inicia el crecimiento del nuevo follaje ocurren las principales infestaciones, entonces los ciclos apenas requieren de 10 días, no así en los periodos más fríos o húmedos, cuando requieren de mayor tiempo. En las hojas nuevas los ácaros fabrican hilos de seda con los que forman una cubierta hidrófoba sobre la lámina foliar, que les permite desplazarse por abajo con facilidad.

DAÑOS

Las arañas rojas se alimentan picando y raspando la lámina foliar, creando lesiones a manera de puntos cloróticos que son perceptibles desde el haz; en infestaciones severas hay decoloración, hacia verde claro o amarillamiento y caída prematura de hojas.

MANEJO

El uso de acaricidas se justifica en condiciones de viveros, en plantaciones establecidas los daños ocurren poco después del establecimiento de la plantación, normalmente antes del periodo de lluvias, y empezando éstas, las poblaciones se reducen significativamente, por lo que en la mayoría de los casos no hace falta realizar acciones de combate. En los viveros se pueden reducir infestaciones con un nuevo conjunto de acaricidas no sistémicos, los ácidos tetrónicos, un ejemplo es el ingrediente activo espirodiclofén. Otros productos sugeridos son con base en avermectinas



Araña roja en teca. A y D clorosis en el haz. B colonia de araña roja en el envés. C adulto de *Tetranychus* sp.

Resumen de insectos que afectan árboles tropicales

Modificado de Alejandro Madrigal Cardeño, (2003).

Acacia mangium (Acacia) (Mimosaceae)					
NOMBRE CIENTIFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
<i>Atta cephalotes</i> (L.)	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Corta hojas	A	1
<i>Aulacaspis tubercularis</i> Neus.	Homoptera: Coccoidea	Escamas protegidas	Chupa savia	N,A	24
<i>Chrysomphalus aonidum</i> (L.)	Homoptera: Coccoidea	Escamas protegidas	Come hojas, ramas, brotes y frutos	A	24
<i>Ischnaspis longirostris</i> (Sign.)	Homoptera: Coccoidea	Escamas protegidas	Chupa savia	N,A	24
<i>Lepidosaphes beckii</i> (Newman)	Homoptera: Coccoidea	Escamas protegidas	Chupa savia	N,A	24
<i>Phyllaphaga</i> sp.	Coleoptera: Melolonthidae	Chisa	Come raíces	L	1
<i>Pinnaspis</i> sp.	Homoptera: Coccoidea	Escamas protegidas	Come hojas, ramas, brotes y frutos	A	24
<i>Platypus</i> sp.	Coleoptera: Platypodidae	Gorgojo puntado	Perfora tallos	L,A	1
<i>Selenaspidus articulatus</i> Morgan	Homoptera: Coccoidea	Escamas protegidas	Chupa savia	N,A	24
<i>Trigona</i> sp.	Hymenoptera: Apidae	Corta-pelo	Corta yemas	A	1
<i>Trigona fuscipennis</i> Friese	Hymenoptera: Apidae	Corta-pelo	Corta yemas	A	17

Acacia melanoxylon (Acacia) (Mimosaceae)					
NOMBRE CIENTIFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
<i>Acmaeodera</i> sp.	Coleoptera: Bostrichidae	Cucarrón metálico	Barrena tallos	L	25
<i>Bassania schreiteri</i> Schaus	Lepidoptera: Geometridae	Chapola parda	Come hojas	L	25
<i>Chalcophana</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarrón verde y rojo	Come hojas	A	25
<i>Compsus</i> sp.	Coleoptera: Curculionidae	Vaquita	Come hojas	A	25
<i>Melanolophia commotaria</i> Maassen	Lepidoptera: Geometridae	Medidor verde	Come hojas	L	25
<i>Naupactus</i> sp.	Coleoptera: Curculionidae	Vaquita pintada	Come hojas y raíces	A, L	25
<i>Noonota</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito verde	Come hojas, roe yemas	A	25
<i>Spodoptera frugiperda</i> (J.E. Smith)	Lepidoptera: Noctuidae	Gusano ejército	Come hojas	L	25
<i>Xylosandrus morigerus</i> (B.)	Coleoptera: Scolytinae	Barrenillo ambrosial	Barrena tallos	L, A	25

<i>Bambusa guadua</i> H. Et B. (<i>Guadua</i>) (Gramineae)					
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
<i>Dinoderus minutus</i> (F.)	Coleoptera: Bostrichidae	Gorgojo de la guadua	Perfora tallo	L, A	4
<i>Gymnetis pantherina</i> Blanch	Coleoptera: Melolonthidae	Cucarrón terciopelo	Come raíces	L	4
<i>Manataria maculata</i> (Hopffer)	Lepidoptera: Satyridae	Falso gusano cabrito de la guadua	Come hojas	L	25
<i>Myelobia</i> sp.	Lepidoptera: Galleriidae	Taladrador de la guadua	Perfora tallos	L	4
<i>Podischnus agenor</i> Oliv.	Coleoptera: Melolonthidae	Cucarrón de los brotes	Perfora tallos y brotes	A	4
<i>Rhynchophorus palmarum</i> L.	Coleoptera: Curculionidae	Gualpa	Perfora tallos	L	25

<i>Bombacopsis quinata</i> (Ceiba Tolúa) (Bombacaceae)					
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
<i>Acheta assimilis</i> (Fabr.)	Orthoptera: Gryllidae	Grillo	Come hojas	N, A	1, 17
<i>Achylodes bursinus</i>	Lepidoptera: Hesperidae	Gusano cabezón	Come hojas		1, 17
<i>Aepytus</i> sp.	Lepidoptera: Hepialidae	Gusano de los Juncos	Perfora tallos	L	1, 17
<i>Agrotis</i> sp.	Lepidoptera: Noctuidae	Cuerudo	Troza plántulas	L	1, 17
<i>Anomis illita</i> Guenée	Lepidoptera: Noctuidae	Falso medidor	Come hojas	L	9
<i>Arsenura armida</i> (Cramer)	Lepidoptera: Saturniidae	Gusano espinoso	Come hojas	L	1, 17
<i>Atta</i> sp.	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Corta hojas	A	9, 1
<i>Diabrotica</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Morrocoyita	Come hojas	A	9
<i>Elasmopalpus lignosellus</i> (Zeller)	Lepidoptera: Pyralidae	Elasmo	Troza plántulas	L	1, 17
<i>Euryscopa cingulata</i> (Latr)	Coleoptera: Chrysomelidae	Choncho	Come hojas	A	9
<i>Gonioterma</i> sp.	Lepidoptera: Stenomitidae	Pegador de la Tolúa	Pelador – defoliador	L	9
<i>Halisidota</i> sp.	Lepidoptera: Arctiidae	Chapola boba	Come hojas	L	9
<i>Itambe</i> sp.	Lepidoptera: Pyralidae	Gusano telerañero	Come hojas	L	9
<i>Naupactus</i> sp.	Coleoptera: Curculionidae	Cucarroncito	Come hojas	A	9

Bombacopsis quinata (Ceiba Tolúa) (Bombacaceae)					
Oiketicus kirbyi (Lands-Guilding)	Lepidoptera: Psychidae	Gusano canasta	Come hojas	L	9
Oncometopia sp.	Homoptera: Cicadellidae	Caminador de lado	Chupa savia, ramas	N, A	9
Omophoita sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Choncho	Come hojas	A	9
Pelidnota prasina	Coleoptera: Scarabaeidae	Cucarrón amarillo	Come hojas, raíces	A, L	9
Phobetron hipparchia (Cramer)	Lepidoptera: Limacodidae	Gusano araña	Come hojas	L	9
Phyllophaga sp.	Coleoptera: Melolonthidae	Chisa	Come raíces	L	1, 17
Platypus sp.	Coleoptera: Platypodidae	Taladrillo puntado	Perfora tallos y ramas	L, A	9
Psylla sp.	Homoptera: Psyllidae	Llovizna de las hojas	Chupa savia	N, A	1, 17
Spodoptera ornithogalli (G.)	Lepidoptera: Noctuidae	Gusano biringo	Come hojas	L	9
Steirastoma histrionicum T.	Coleoptera: Cerambycidae	Arlequín grabado	Perfora tallos	L	9, 1
Typophorus sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito menor	Come hojas	A	9
Urodera sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito giboso	Come hojas	A	9
Xyleborus ferrugineus Fabr.	Coleoptera: Scolytinae	Barrenillo de los tallos	Perfora tallos	L, A	25
Xyleutes lelex Dogn	Lepidoptera: Cossidae	Barrenador de las ceibas	Perfora tallos	L	25
Zygogramma sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Morrocoyita rayada	Come hojas	A	9

<i>Cedrela odorata</i> (Cedro amargo) (Meliaceae)					
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
<i>Atta colombica</i> (Guerin)	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Corta hojas	A	16
<i>Asphaera</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito café	Come hojas	A	20
<i>Blepharida</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito azul	Come hojas	A	16
<i>Chelymormpha</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito del follaje	Come hojas	A	16
<i>Derobrachus</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito	Perfora tallos	A	20
<i>Diabrotica</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Morrocoyita	Come hojas y raíces	A, L	16
<i>Eacles imperiales</i> (Walker)	Lepidoptera: Saturniidae	Mariposa amarilla bima-cutata	Come hojas	L	2
<i>Ecritotarsus</i> sp.	Hemiptera: Miridae	Chinche correlona	Chupa savia	N, A	16

Cedrela odorata (Cedro amargo) (Meliaceae)					
Horciasisca sp.	Hemiptera: Miridae	Chinche azul	Chupa savia	N, A	16
Hypsipyla grandella (Zeller)	Lepidoptera: Pyralidae	Barrenador de las Meliaceas	Perfora tallos y brotes	L	1,2,4,5,16,20
Lestrimelitta sp.	Hymenoptera: Apidae	Abeja angelita	Come polen	A	20
Mastigimas schwarsi (Tuthill.)	Homoptera: Psyllidae	Escarcha	Chupa savia	N, A	4, 16
Merobruchus sp.	Coleoptera: Bruchidae	Gorgojo de la semilla	Perfora semillas	L	7
Oiketicus kirbyi (Lands-Guilding)	Lepidoptera: Gracillaridae	Gusano canasta	Come hojas	L	16
Omophoita sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito pecoso	Come hojas y raíces	A, L	3,4,16
Phyllocnistis meliacella Busck	Lepidoptera: Gracillaridae	Minador de las Meliaceas	Mina hojas	L	1,2
Proarna sp.	Homoptera: Cicadidae	Cigarra	Chupa savia	N, A	20
Stator sp.	Coleoptera: Bruchidae	Gorgojo de las semillas	Perfora semillas	L	7
Strabala sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito del follaje	Come hojas	A	16
Thecla cupentus	Lepidoptera: Lycaenidae	Mariposita azul de colas	Defoliador	L	3
Walterianella sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito del follaje	Come hojas	A	16

<i>Ceiba pentandra</i> (Ceiba) (Bombacaceae)					
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
<i>Carsidara</i> sp.	Homoptera: Carsidaridae	Gigarrita de la Ceiba	Chupa savia, hojas	N, A	4
<i>Ceroplastes</i> sp.	Homoptera: Coccidae	Cochinilla cerosa	Chupa savia, ramas	N, A	8
<i>Chrysomphalus aonidium</i> (L.)	Homoptera: Diaspididae	Cochinilla negra circular	Chupa savia, hojas	N, A	8
<i>Clothoda aequicercata</i> (End.)	Embioptera: Clothodidae	Tejedor del tallo	Perfora corteza	N, A	4
<i>Corythucha gossypii</i> (F.)	Hemiptera: Tingidae	Chinche de encaje	Chupa savia, hojas	N, A	4
<i>Euchroma goliath</i> C. & G.	Coleoptera: Buprestidae	Gusano martillo	Perfora tallos	L	9
<i>Peridrote</i> sp.	Coleoptera: Melolonthidae	Chisa	Come raíces y hojas	L, A	3
<i>Saissetia oleae</i> (Bernard)	Homoptera: Coccidae	Cochinilla negra del olivo	Chupa savia, ramas	N, A	8
<i>Selenaspidus articulatus</i> (Morgan)	Homoptera: Diaspididae	Escama articulada	Chupa savia, hojas	N, A	8
<i>Xyleutes lelex</i> Dognin	Lepidoptera: Cossidae	Gusano de los tallos	Barrena tallos	L	0

Cordia alliodora (Nogal cafetero)					
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
<i>Aethalion</i> sp.	Homoptera: Aethalionidae	Salton pegajoso	Chupa savia, ramas	N, A	3,4
<i>Agrotis</i> sp.	Lepidoptera: Noctuidae	Rasputin	Troza plántulas	L	1,2
<i>Alkindus atratus</i> Distant	Hemiptera: Corymelaenidae	Patimocho	Chupador savia, hojas	N, A	9
<i>Amblycerus</i> n. sp.	Coleoptera: Bruchidae	Gorgojo de las semillas	Perfora semillas	L	4
<i>Amblycerus</i> sp.	Coleoptera: Bruchidae	Gorgojo de las semillas	Perfora semillas	L	19
<i>Amphicerus cornutus</i> (Pallas)	Coleoptera: Bostrichidae	Barreno del nogal	Perfora tallos	L, A	25
<i>Anomala pyropyga</i> Nonfr.	Coleoptera: Melolonthidae	Cucarrón verde	Perfora hojas, come raíces	A, L	10,1,2
<i>Aphis spiraeicola</i> Patch.	Homoptera: Aphididae	Pulgón	Chupa savia	N, A	24
<i>Atta cephalotes</i> (L.)	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Corta hojas	A	16
<i>Automeris zozine</i> (Druce)	Lepidoptera: Saturniidae	Gusano – pinito	Come hojas	L	16
<i>Azteca longiceps</i> Emery	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga	Cuida el árbol	A	19
<i>Cameraria</i> sp.	Lepidoptera: Gracillariidae	Minador del nogal	Mina hojas	L	16
<i>Chalcophana</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito verde y rojo	Perfora hojas	A	10
<i>Coccus viridis</i> Green	Homoptera: Coccidae	Escama verde	Chupa savia, hojas	N, A	8
<i>Coelosternus</i> sp.	Coleoptera: Curculionidae	Picudo del nogal	Come hojas	A	3,9
<i>Compsus</i> sp. prob. <i>aegyreus</i>	Coleoptera: Curculionidae	Vaquita	Come hojas	A	9
<i>Coptocycla</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Conchita brillante	Come hojas	A	1,2,5,19
<i>Crematogaster montezumia</i> Fr. Smith	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga del nogal	Protuberancias, tronco	A	4,7
<i>Cryptocephalus</i> sp. cerca de <i>anceps</i> Suff	Coleoptera: Chrysomelidae	Chonchito pintado	Perfora hojas	A	3,9
<i>Desmiphora horticollis</i> Oliv.	Coleoptera: Cerambycidae	Arlequín peludo	Perfora tallo	L	9
<i>Desmiphora</i> sp.	Coleoptera: Cerambycidae	Arlequín peludo	Perfora tallo	L	3,9
<i>Dictyla monotropidia</i> Stal.	Hemiptera: Tingidae	Chinche de encaje	Chupa savia, hojas	N, A	3,4,8,9
<i>Erythronia quadriplagiata</i> (Walker)	Homoptera: Cicadellidae	Salta hojas	Chupa savia, hojas	N, A	16
<i>Euryscopa cingulata</i> (Latr.)	Coleoptera: Chrysomelidae	Choncho	Come hojas	A	3,9
<i>Exophthalmus jekelianus</i> White	Coleoptera: Curculionidae	Gorgojo azul metálico	Come hojas	A	1,2,19

Cordia alliodora (Nogal cafetero)					
	Coleoptera: Chrysomelidae	Morrocoyita	Come hojas	A	8
Galerucella sp.					
Heterotermes sp.	Isoptera: Rhinotermitidae	Comején	Perfora tallos	N, A	9
Ischnocodia annulus (Fab.)	Coleoptera: Chrysomelidae	Escarabajo dorado	Perfora hoja	A	16
Lagochirus araneiformis Linn.	Coleoptera: Cerambycidae	Arlequín café pintado	Anilla y perfora tallos	L	9
Libethra sp.	Phasmida: Heteronemidae	Caballo de palo	Come hojas	N, A	10
Megalostomis anacoreta Lacord	Coleoptera: Chrysomelidae	Choncho mayor	Come hojas	A	9
Metcalfiella vicina (Fairm.)	Homoptera: Membracidae	Jorobado	Chupa savia, hojas y ramas	N, A	3,4,7
Micrapate sp. prob. fusca Lesne	Coleoptera: Bostrichidae	Capuchino menor	Perfora tallos y ramas	L, A	3,9
Microtechnochira fraterna (Boh.)	Coleoptera: Chrysomelidae	Chonchito	Perfora hojas	A	16
Mimallo amilia (Stoll-Cramer)	Lepidoptera: Mimallonidae	Tabaquillo de las Myrtaceas	Come y enrolla hojas	L	10
Mocis latipes (Guenée)	Lepidoptera: Noctuidae	Falso medidor	Come hojas	L	1,2
Nodonota sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito verde	Perfora hojas	A	1,2,10
Oiketicus kirbyi (Lands-Guilding)	Lepidoptera: Psychidae	Gusano canasta	Come hojas	L	9
Omophoita sp	Coleoptera: Chrysomelidae	Morrocoyita pintada	Corta hojas	A	9
Oncometopia paralella sp.	Homoptera: Cicadellidae	Caminador de lado	Chupa savia, ramas	N, A	10,16
Oncometopia sp.	Homoptera: Cicadellidae	Caminador de lado	Chupa savia, ramas	N, A	9
Pachybrachis sp. pos. reticulata Fab.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito robusto	Come hojas	A	9
Pinnaspis minor (Maskell)	Homoptera: Diaspididae	Escama café	Chupa savia	N, A	8
Prostarthia sp.	Orthoptera: Proscopidae	Caballo de palo	Come hojas	N, A	9
Pseudococcus nipae (Maskell)	Homoptera: Pseudococcidae	Cochinilla blanca	Chupa savia, hojas y ramas	N, A	8
Pseudomyrma sericea Mays.	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga	Cuida el árbol	A	19
Psiloptera sp.	Coleoptera: Buprestidae	Gusano martillo	Perfora tallos	L	9
Rhabdopterus sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito del nogal	Come hojas	A	9
Saissetia hemisphaerica (Targ.)	Homoptera: Coccidae	Conchuela	Chupa savia, hojas y ramas	N, A	5,8
Saissetia oleae (Bernard)	Homoptera: Coccidae	Cochinilla negra del olivo	Chupa savia, hojas y ramas	N, A	8
Spodoptera sp.	Lepidoptera: Noctuidae	Gusano ejército	Come hojas	L	10
Steirastoma histronicum Thoms	Coleoptera: Cerambycidae	Arlequín grabado	Anilla y perfora tallos	L	9
Systema sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Salton amarillo	Come hojas, come raíces	A, L	9,16

<i>Cordia alliodora</i> (Nogal cafetero)				
<i>Trepanidius</i> , cerca a	Coleoptera: Cerambycidae	Arlequín dos gibas	Anilla y perfora tallos	A, L 9
<i>Trigona</i> sp.	Hymenoptera: Apidae	Cortapelo	Roe terminales	A 1,2,9
<i>Urodera</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito giboso	Roe hojas y yemas	A 9

<i>Enterolobium cyclocarpum</i> (Piñón de oreja) (Mimosaceae)				
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO REFERENCIA
<i>Mocis latipes</i> (Guenée)	Lepidoptera: Noctuidae	Falso medidor	Come follaje	L 1
<i>Poekillopteraa phalaenoides</i> (L.)	Homoptera: Flatidae	Falsa polilla	Chupa savia	N, A 24
<i>Stator generalis</i> Joh. Y King	Coleoptera: Bruchidae	Gorgojo de la semilla	Perfora semillas	L 1
<i>Umbonia crassicornis</i> (A. y S.)	Homoptera: Membracidae	Helicóptero	Chupa savia, ramas	N, A 1

<i>Eucalyptus grandis</i> (Eucalipto común) (Myrtaceae)				
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO REFERENCIA
<i>Aepytus</i> sp.	Lepidoptera: Hepialidae		Perfora tallos	L 25
<i>Aethalion reticulatum</i> Linné	Homoptera: Aethalionidae	Chicharrita rayada	Chupa savia, ramas	N, A 12
<i>Anomala pyropyga</i> Nonfr.	Coleoptera: Melolonthidae	Cucarrón verde	Defolia y dañan yemas, come raíces	A, L 10
<i>Atta cephalotes</i> (L.)	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Corta hojas	A 25
<i>Atta laevigata</i> Smith	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Corta hojas	A 25
<i>Automeris</i> sp.	Lepidoptera: Saturniidae	Barbarindio	Come hojas	L 11
<i>Cargalia arana</i> Dognin	Lepidoptera: Geometridae	Gusano rugoso	Come hojas	L 10
<i>Ceresa</i> sp.	Homoptera: Membracidae	Helicóptero verde	Chupa savia, hojas y ramas	N, A 10
<i>Chalcophana</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito verde y rojo	Defolia y dañan yemas	A 10
<i>Chibchacris</i> sp.	Orthoptera: Acrididae	Grillo saltón	Come hojas	N, A 10

<i>Eucalyptus grandis</i> (Eucalipto común) (Myrtaceae)					
<i>Chlorocoris complanatus</i> Guer.	Hemiptera: Pentatomidae	Grajo verde plano	Chupa savia, ramas, hojas	N, A	10
<i>Clastoptera</i> sp.	Homoptera: Clastopteridae	Bicho escupa	Chupa savia, ramas	N, A	10
<i>Cyclocephala</i> sp.	Coleoptera: Melolonthidae	Cucarrón café	Daña terminales	A	10
<i>Eacles imperiales</i> Walker	Lepidoptera: Saturniidae	Mariposa amarilla manchada	Come hojas	L	23
<i>Enchenopa</i> sp.	Homoptera: Membracidae	Bicho espina	Chupa savia, ramas	N, A	10
<i>Gryllus assimilis</i> (Fabr.)	Orthoptera: Gryllidae	Grillo negro	Trozador plántulas	N, A	10,12
<i>Halisidota</i> sp.	Lepidoptera: Arctiidae	Chapola boba	Come hojas	L	10
<i>Heilipus</i> sp.	Coleoptera: Curculionidae	Picudo del brote	Perfora yemas terminales	A	10
<i>Heliothrips haemorrhoidalis</i> Bouché	Thysanoptera: Thripidae	Trips	Quemazón de las hojas	N, A	10
<i>Horciasca signatus</i> Distant.	Hemiptera: Miridae	Mosquita del eucalipto	Quemazón hojas y yemas	N, A	25
<i>Lichnoptera gulo</i> H.S.	Lepidoptera: Noctuidae	Gusano rojo peludo	Come hojas	L	10
<i>Membracis mexicana</i> Guer.	Homoptera: Membracidae	Membrácido pintado	Chupa savia, ramas	N, A	10
<i>Mimallo amilia</i> (Stoll-Cramer)	Lepidoptera: Mimalionidae	Tabaquillo de las Myrtaceas	Come y enrolla hojas	L	10
<i>Naupactus</i> sp.	Coleoptera: Curculionidae	Picudos	Defolia y come raíces	A, L	10
<i>Nodonota</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito verde	Defolia y daña yemas	A	10
<i>Oiketicus kirbyi</i> (Lands-Guilding)	Lepidoptera: Psychidae	Gusano canasta	Come hojas	L	10
<i>Oncometopia paralella</i> (Walker)	Homoptera: Cicadellidae	Caminador de lado	Chupa savia, ramas	N, A	10
<i>Pandeleteius</i> sp. cerca a <i>nodifer</i> Ch.	Coleoptera: Curculionidae	Picudo menor del pino	Defolia y daña yemas	A	10
<i>Phobetrion hipparchia</i> (Cramer)	Lepidoptera: Limacodidae	Gusano araña	Come hojas	L	10
<i>Psiloptera</i> sp.	Coleoptera: Buprestidae	Gusano martillo	Barrena tallos	L	12
<i>Sabulodes caberata</i> (Guenée)	Lepidoptera: Geometridae	Medidor del eucalipto	Come hojas	L	25
<i>Sabulodes glaucalaria</i> (Snellen)	Lepidoptera: Geometridae	Medidor con puntos	Come hojas	L	25
<i>Spodoptera</i> sp.	Lepidoptera: Noctuidae	Gusano ejército	Come hojas	L	10
<i>Stilpnochloa quadrata</i> (Sc.)	Orthoptera: Tettigoniidae	Grillo verde mayor	Come hojas	N, A	10
<i>Toxoptera aurantii</i> (B. de F.)	Homoptera: Aphididae	Pulgón	Chupa savia, ramas, hojas	N, A	10
<i>Trigona</i> sp.	Hymenoptera: Apidae	Angelita	Corta yemas terminales	A	10
<i>Xyleborus ferrugineus</i> Fabr.	Coleoptera: Scolytinae	Barrenillo de los tallos	Perfora tallos	L, A	24

<i>Eucalyptus globulus</i> (Eucalipto blanco) (Myrtaceae)					
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
<i>Ceresa</i> sp.	Homoptera: Membracidae	Helicóptero verde	Chupa savia, ramas, hojas	N, A	10
<i>Ctenarytaina eucalypti</i> Maskell	Homoptera: Psyllidae	Escarcha de los terminales	Chupa savia, terminales	N, A	25
<i>Euglyphis</i> sp.	Lepidoptera: Lasioleptidae	Chapolita gris	Come hojas	L	12
<i>Lichnoptera gulo</i> H.S.	Lepidoptera: Noctuidae	Gusano rojo peludo	Come hojas	L	10
<i>Mimallomyia</i> (Stoll-Cramer)	Lepidoptera: Mimallomyiidae	Gusano del guayabo	Come hojas	L	25
<i>Naupactus</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Vaquita pintada del pino	Roe corteza, come raíces	A, L	10
<i>Nomophila noctuella</i> (Schiff.)	Lepidoptera: Pyralidae		Come hojas	L	12
<i>Olketicus kirbyi</i> (Lands-Guilding)	Lepidoptera: Psychidae	Gusano canasta	Come hojas	L	25
<i>Phobetron hipparchia</i> (Cramer)	Lepidoptera: Limacodidae	Gusano araña	Come hojas	L	25
<i>Sibine nesea</i> (Stoll-Cramer)	Lepidoptera: Limacodidae	Monturita	Come hojas	L	25

<i>Eucalyptus urophila</i> (Urograndis) (Myrtaceae)					
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
<i>Antiteuchus pallescens</i> Stal	Hemiptera: Pentatomidae	Chinche hedionda	Chupa savia, hojas	N, A	25
<i>Automeris</i> sp.	Lepidoptera: Saturniidae	Gusano pinito	Come hojas	L	4
<i>Halisidota</i> sp.	Lepidoptera: Arctiidae	Chapola boba	Come hojas	L	25
<i>Horciacisca signatus</i> Distant	Hemiptera: Miridae	Mosquita del eucalipto	Quemazón hojas y yemas	N, A	25
<i>Oxydia vesulia</i> (Cramer)	Lepidoptera: Geometridae	Medidor del Quindío	Come hojas	L	25
<i>Phobetron hipparchia</i> (Cramer)	Lepidoptera: Limacodidae	Gusano araña	Come hojas	L	25
<i>Psiloptera</i> sp.	Coleoptera: Buprestidae	Gusano martillo	Barrena tallos	L	25
<i>Sabulodes caberata</i> (Guenée)	Lepidoptera: Geometridae	Medidor del eucalipto	Come hojas	L	25
<i>Sabulodes glaucalaria</i> (Snellen)	Lepidoptera: Geometridae	Chapola gris	Come hojas	L	25
<i>Selenothrips rubrolineatus</i> (Giard.)	Thysanoptera: Thripidae	Trips bandiriojo	Quema hojas	N, A	25
<i>Sibine nesea</i> (Stoll-Cramer)	Lepidoptera: Limacodidae	Gusano monturita	Come hojas	L	25

<i>Gmelina arborea</i> (Melina)					
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
<i>Acromyrmex</i> sp.	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Corta hojas	A	2
<i>Aepytus</i> sp	Lepidoptera: Hepialidae	Gusano de los juncos	Perfora tallos	L	1,2
<i>Automeris</i> sp.	Lepidoptera: Saturniidae	Gusano pinito	Come hojas	L	1,2
<i>Atta</i> sp.	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Corta hojas	A	1,2
<i>Eacles imperialis</i> (Walker)	Lepidoptera: Saturniidae	Chapola amarilla bimaculata	Come hojas	L	2
<i>Oncometopia clarius</i> (Walker)	Homoptera: Cicadellidae	Caminador de lado	Chupa savia	N, A	25
<i>Phyllophaga</i> sp.	Coleoptera: Melolonthidae	Chisa	Come raíces	L	1,2
<i>Schistocerca</i> sp.	Orthoptera: Acrididae	Saltamontes	Come hojas	N, A	1,2

<i>Inga</i> sp. (Mimosaceae)					
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
<i>Acrocercops</i> sp.	Lepidoptera: Gracillariidae	Gusanito minador	Mina hojas	L	7
<i>Acromyrmex</i> sp.	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Corta hojas	A	20
<i>Aleurodicus dispersus</i> Russell	Homoptera: Aleyrodidae	Mosca blanca mayor del eucalipto	Chupa savia	N, A	24
<i>Aleurotrachelus</i> sp.	Homoptera: Aleyrodidae	Mosca blanca	Chupa savia, hojas	N, A	7
<i>Anastrepha distincta</i> Greene	Diptera: Tephritidae	Mosca de las frutas	Perfora frutos	L	4,7
<i>Atta cephalotes</i> (L.)	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Corta hojas	A	3
<i>Atta colombica</i> (Guerin)	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Corta hojas	A	20
<i>Atta</i> sp.	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Corta hojas	A	4
<i>Azteca</i> sp.	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga del tallo	Protege el árbol	A	3
<i>Carpalancha pendula</i> (Bezzi)	Diptera: Lonchaeidae	Mosca de las frutas	Perfora frutos	L	3

Inga sp. (Mimosaceae)					
Catolethrus fallas B.	Coleoptera: Curculionidae	Gorgojo de los pisos de madera	Perfora tallos	L, A	7
Catolethrus longulus B.	Coleoptera: Curculionidae	Gorgojo menor del guamo	Perfora tallos	L	7
Chalcolepidius fabricii Er.	Coleoptera: Elateridae	Gusano alambre	Come raíces	L	3
Chalcolepidius jansoni	Coleoptera: Elateridae	Gusano alambre	Come raíces	L	3
Chalcolepidius villei Cand.	Coleoptera: Elateridae	Gusano alambre	Come raíces	L	3
Colposternus sp.	Coleoptera: Anobiidae	Perforador de vigas	Perfora tallos	L, A	4
Corthylus sp.	Coleoptera: Scolytinae	Barrenillo	Perfora tallos	L, A	7
Crematogaster sp.	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga ordeñadora	Protege homópteros	A	4
Cryptotermes brevis (W.)	Isoptera: Kalotermitidae	Termitas	Perfora tallos	N, A	4
Cryptobia musae (Herrich-Schaefer)	Lepidoptera: Cossidae	Barreno mayor	Perfora tallos	L	3
Dicentria violans	Lepidoptera: Notodontidae	Gusano defoliador	Come hojas	L	7
Dinoderus minutus (F.)	Coleoptera: Bostrichidae	Gorgojo de la guadua	Perfora tallos	L, A	7
Dysmicoccus sp.	Homoptera:Pseudococcidae	Chinche harinosa	Chupa savia, hojas	N, A	7
Eburadacrys sp.	Coleoptera: Cerambycidae	Taladrador de tallos	Perfora tallos	L	3
Ectatomma ruidium Roger	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga negra	Protege homópteros	A	3
Empoasca sp.	Homoptera: Cicadellidae	Lorito verde	Chupa savia	N, A	
Enchophyllum dubium Fowler	Homoptera: Membracidae	Helicóptero	Chupa savia, hojas	N, A	7
Eriococcus sp.	Homoptera: Eriococcidae	Cochinilla blanca	Chupa savia, hojas	N, A	4
Falconia sp.	Hemiptera: Miridae	Chinche correlona	Chupa savia, hojas	N, A	3
Gryllus assimilis F.	Orthoptera: Gryllidae	Grillo cebollero	Troza plántulas	N, A	20
Heikertingerella sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Crisomélido	Come hojas	A	20
Hemiceras cadmia (Guenée)	Lepidoptera: Notodontidae	Gusano de los guamos	Come hojas	L	4,7
Hemiceras valva Schaus	Lepidoptera: Notodontidae	Gusano de los guamos	Come hojas	L	7
Hippopsis sp.	Coleoptera: Cerambycidae	Perforador de vigas	Perfora tallos	L	4
Incisitermes sp.	Isoptera: Kalotermitidae	Termitas	Perfora tallos	N, A	7
Lonchea sp. Cerca urbambana Nenning	Diptera: Lonchaeidae	Mosca de las frutas	Perfora frutos	L	7
Lusura alatrix (S.)	Lepidoptera: Notodontidae	Gusano del guamo	Come hojas	L	3
Lyctus brunneus (S.)	Coleoptera: Lyctidae	Barreno marrón	Perfora tallos	L, A	7
Lyctus simplex (R.)	Coleoptera: Lyctidae	Barreno marrón	Perfora tallos	L, A	7

Inga sp. (Mimosaceae)					
Megascelis sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Crisomélido	Come hojas	A	20
Melanis iarbás	Lepidoptera: Riodinidae	Mariposita negra pintada	Come hojas	L	24
Metoposoma funebre Boheman	Coleoptera: Curculionidae	Picudo de los guamos	Perfora tallos	L	4
Monalonia columbiensis Carvalho	Hemiptera: Miridae	Mirido de los tallos	Chupa savia, tallos	N,A	4
Monalonia sp.	Hemiptera: Miridae	Mirido de los tallos	Chupa savia, tallos	N,A	7
Monarthrum sp.	Coleoptera: Scolytinae	Barrenillo	Perfora tallos	L,A	7
Nasutitermes sp.	Isoptera: Termitidae	Termitas	Perfora tallos	N,A	20
Neoclytus caciús Ch.	Coleoptera: Cerambycidae	Perforador de vigas	Perfora tallos	L,A	4
Neosilba glaberrima (Wiedemann)	Diptera: Lonchaeidae	Mosca de las frutas	Perfora frutos	L	4
Paratrechina fulva (Mayr.)	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga loca	Protege homópteros	A	4
Phaenoborus sp.	Coleoptera: Scolytinae	Barrenillo	Perfora tallos	L,A	3
Platypus parallelus Chapuis	Coleoptera: Platypodidae	Barrenillo puntudo	Perfora tallos	L,A	4
Platypus sp.	Coleoptera: Platypodidae	Barrenillo puntudo	Perfora tallos	L,A	7
Poekilloptera phalaenoides (L.)	Homoptera: Flatidae	Pseudopolilla algodonosa	Chupa savia, ramas	N,A	7
Proarna sp.	Homoptera: Cicadidae	Cigarra	Chupa savia, raíces	N,A	20
Pseudococcus citri	Homoptera: Coccoidea: Pseudococcidae	Cochinilla harinosa	Chupa savia	N,A	24
Pseudopentarthrum sp.	Coleoptera: Curculionidae	Picudito del guamo	Come hojas	A	3
Psylla inga Tuthill	Homoptera: Psyllidae	Escarcha de las hojas	Chupa savia, hojas	N, A	7
Ptinus ocellus Brown	Coleoptera: Ptinidae	Cucarroncito	Perfora tallos	A	7
Selenaspidus articulatus (Morgan)	Homoptera: Diaspididae	Escama articulada	Chupa savia, hojas	N, A	7
Semiotus affinis Guerin	Coleoptera: Elateridae	Gusano alambre	Come raíces	L	3
Semiotus imperialis (Guerin)	Coleoptera: Elateridae	Gusano alambre	Come raíces	L	3
Silba sp.	Diptera: Lonchaeidae	Mosca de los cogollos	Perfora cogollos	L	7
Smodicum sp.	Coleoptera: Cerambycidae	Barreno de las ramas	Perfora tallo y ramas	L	7
Terastia meticulosalis Guenée	Lepidoptera: Pyralidae	Pega-pega	Come hojas	L	7
Tetrapriocera longicornis (O.)	Coleoptera: Bostrichidae	Barrenillo	Perfora tallo y ramas	L, A	4
Trachyderes sp.	Coleoptera: Cerambycidae	Perforador de los tallos	Perfora tallo y ramas	L	7

<i>Inga</i> sp. (Mimosaceae)					
<i>Trigonogenius globulus</i> Solier	Coleoptera: Ptinidae	Cucarroncito araña	Perfora tallos	A	7
<i>Tropidaspis carinata</i> (F.)	Homoptera: Membracidae	Membrácido del guamo	Chupa savia, hojas	N, A	7
<i>Trypanea</i> sp.	Coleoptera: Bruchidae	Bruquido del guamo	Perfora semilla	L	7
<i>Umbonia crassicornis</i> (Amyot & Serville)	Homoptera: Pentatomidae	Helicóptero verde	Chupa savia	N, A	24
<i>Umbonia spinosa</i> (F.)	Homoptera: Membracidae	Helicóptero	Chupa savia, ramas	N, A	7
<i>Walterianella</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Crisomélido	Come hojas	A	20
<i>Xyleborus affinis</i> Eichhoff	Coleoptera: Scolytinae	Barrenillo	Perfora tallos	L, A	4
<i>Xyleborus ferrugineus</i> Fabr.	Coleoptera: Scolytinae	Barrenillo de los tallos	Perfora tallos	L, A	24
<i>Xyleutes lelex</i> Dognin	Lepidoptera: Cossidae	Gusano de los tallos	Perfora tallos	L	7
<i>Xylopsocus capucinus</i> (F.)	Coleoptera: Bostrichidae	Barrenito capuchino	Perfora tallos	L, A	7
<i>Xylopsocus concisus</i> L.	Coleoptera: Bostrichidae	Barrenito capuchino	Perfora tallos	L, A	7

<i>Leucaena leucocephala</i> (Mimosaceae)					
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
<i>Atta</i> sp.	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Corta hojas	A	17
<i>Centrinaspis lineatus</i> (Le Conte)	Coleoptera: Curculionidae	Picudo de las hojas	Come hojas	A	17
<i>Heteropsylla</i> sp.	Homoptera: Psyllidae	Escarcha	Chupa savia, hojas	N, A	17
<i>Oncideres punctata</i>	Coleoptera: Cerambycidae	Anillador	Anilla y perfora tallos	A, L	17
<i>Oncometopia</i> sp.	Homoptera: Cicadellidae	Caminador de lado	Chupa savia, ramas	N, A	17

<i>Maclura (Chlorophora) tintorea (L.) Gaud. (Moraceae)</i>					
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
<i>Adelognatha</i> sp.	Coleoptera: Curculionidae	Picudo	Troza yemas	A	13
<i>Adesmus</i> sp.	Coleoptera: Cerambycidae	Arlequín menor	Come hojas	A	13
<i>Anasa</i> sp.	Hemiptera: Coreidae	Patifoliado del avinge	Chupa savia	N, A	13
<i>Asphaera</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Crisomélido	Come hojas	A	13
<i>Astaena</i> sp.	Coleoptera: Melolonthidae	Cucarroncito café	Come hojas	A	13
<i>Atta colombica</i> (Guerin)	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Corta hojas	A	13
<i>Bolbonota</i> sp.	Homoptera: Membracidae	Membrácido de los re- toños	Chupa savia	N, A	13
<i>Camponotus</i> sp.	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga	Asociada con <i>Ceresa</i> sp.	A	13
<i>Ceresa</i> sp.	Homoptera: Membracidae	Membrácido de las pal- mas	Chupa savia	N, A	13
<i>Chlorida festiva</i> Linn.	Coleoptera: Cerambycidae	Cerambícido verde	Come hojas	A	13
<i>Collas</i> sp.	Lepidoptera: Apatelodidae	Cachoncito amarillo	Come hojas	L	13
<i>Cyphonia clavata</i>	Homoptera: Membracidae	Membrácido hormiga	Chupa savia	N, A	13
<i>Diabrotica</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Crisomélido	Come hojas	A	13
<i>Ectatomma ruidum</i> (Roger)	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga	Asociada con <i>Bolbonota</i> sp.	A	13
<i>Euceron</i> sp.	Lepidoptera: Arctidae	Gusano peludo	Come hojas	L	13
<i>Gynaikothrips ficorum</i> (Marshal)	Thysanoptera: Phlaeothripidae	Trips	Raspa hojas	N, A	13
<i>Hexachaeta</i> sp.	Diptera: Tephritidae	Mosca barrenadora	Perfora yemas	L	13
<i>Ischnocodia annulus</i>	Coleoptera: Chrysomelidae	Crisomélido	Come hojas	A	13
<i>Lagocheirus</i> sp.	Lepidoptera: Arctidae	Gusano peludo amarillo	Come hojas	L	13
<i>Marpesia chiron</i> Fabr.	Lepidoptera: Nymphalidae	Oruga cuatro espinas	Come hojas	L	13
<i>Microtenochira infantula</i> (Boh.)	Coleoptera: Chrysomelidae	Crisomélido	Come hojas	A	13
<i>Neoptychodes trilineatus</i> (L.)	Coleoptera: Cerambycidae	Barrenador amarillo	Come hojas	A	13
<i>Pachylia ficus</i> (L.)	Lepidoptera: Sphingidae	Gusano verde cachón	Come hojas	L	13
<i>Rhabdopterus</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Crisomélido	Come hojas	A	13
<i>Taeniotus</i> sp.	Coleoptera: Cerambycidae	Arlequín	Come hojas	A	13

<i>Maclura</i> (Chlorophora) <i>tintorea</i> (L.) Gaud. (Moraceae)				
<i>Trachyderes interruptus</i> Dup.	Coleoptera: Cerambycidae	Arlequin acintado	Perfora tallos	A
<i>Wasmannia</i> sp.	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga	Asociada con <i>Cyphania clavata</i>	A
				13
				13

<i>Melia azedarach</i> (Paraíso) (Meliaceae)				
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO
<i>Aonidiella orientalis</i> Newst	Homoptera: Diaspididae	Escama protegida	Chupa savia, ramas, hojas	N, A
<i>Apote monachus</i> (F.)	Coleoptera: Bostrichidae	Capuchino	Perfora tallos	L, A
<i>Asterolecanium pustulans</i> (Cockerell)	Homoptera: Asterolecaniidae	Lecanido del azuceno	Chupa savia, ramas	N, A
<i>Pinnaspis minor</i> (Maskell)	Homoptera: Diaspididae	Piojo blanco	Chupa savia, ramas, hojas	N, A
<i>Saissetia hemisphaerica</i> (Targ.)	Homoptera: Coccidae	Conchuela	Chupa savia, ramas, hojas	N, A
<i>Selenaspis articulatus</i> (Morgan)	Homoptera: Diaspididae	Escama articulada	Chupa savia, ramas	N, A
				8

<i>Pinus caribaea</i> (Pino calentano)				
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO
<i>Acheta assimilis</i> (Fabr.)	Orthoptera: Gryllidae	Grillo cebollero	Troza plántulas	N, A
<i>Agrotis</i> sp.	Lepidoptera: Noctuidae	Rasputín	Troza plántulas	L
<i>Aspidiotus</i> sp.	Homoptera: Diaspididae	Escama blanca	Chupa savia, acículas	N, A
<i>Atta</i> sp.	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Corta hojas	A
<i>Cinara</i> sp.	Homoptera: Aphididae	Pulgón del pino	Chupa savia, acículas	N, A
<i>Conotrachelus</i> sp.	Coleoptera: Curculionidae	Picudo	Daña conos	L, A
<i>Exophthalmus</i> sp.	Coleoptera: Curculionidae	Picudo	Come hojas	A
<i>Hylesia</i> sp.	Lepidoptera: Saturniidae	Gusano espinoso	Come hojas	L
<i>Laspeyresia</i> sp.	Lepidoptera: Olethreutidae	Polilla de los conos	Perfora conos	L
				8

<i>Pinus caribaea</i> (Pino calentano)					
<i>Leptoglossus</i> sp.	Hemiptera: Coreidae	Chinche patudo	Vaneamiento de semillas	N, A	17
<i>Retinodiplosis</i> sp.	Diptera: Cecidomyiidae	Mosquita agallícola	Agallas en ramas	J	8
<i>Toumeyella</i> sp.	Homoptera: Coccidae	Escama gruesa	Chupa savia, acículas	N, A	8
<i>Trigona</i> sp.	Hymenoptera: Apidae	Corta pelo	Daña yemas	A	17

<i>Pinus elliotii</i> Engelm.					
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
<i>Coccus hesperidum</i> sp.	Homoptera: Coccidae	Cochinilla blanca	Chupa savia, hojas	N, A	4
<i>Glena bisulca</i> Rindge	Lepidoptera: Geometridae	Medidor del ciprés	Defoliador	L	4
<i>Lepturges</i> sp.	Coleoptera: Cerambycidae	Gusano barrenador	Taladra tallos	L	4

<i>Pinus patula</i> (Pino mexicano)					
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
<i>Acanthoclina</i> sp.	Phasmida: Bacilidae	María palitos	Come acículas	N, A	6
<i>Adelognatha</i> sp.	Coleoptera: Curculionidae	Picudo gris del pino	Roe corteza	A	10
<i>Agrotis ipsilon</i> (Hufn.)	Lepidoptera: Noctuidae	Tierrero, rasputín	Trozador plántulas	L	4
<i>Alchisme</i> sp.	Homoptera: Membracidae	Helicóptero	Chupa savia, ramas	N, A	10
<i>Alloesia chlorophana</i> (Ch.)	Coleoptera: Cerambycidae	Arlequin azul	Perfora tallos	L	4, 10, 11
<i>Anchorus</i> sp.	Coleoptera: Curculionidae	Picudo terroso	Perfora tallos	L	3
<i>Anomala pyropyga</i> Nonfr.	Coleoptera: Melolonthidae	Cucarrón verde	Defolia y daña yemas	A	10

Pinus patula (Pino mexicano)					
Atta cephalotes (L.)	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Troza acículas	A	10
Atta sp.	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Corta acículas	A	4
Autolyca flava limbata Redt.	Phasmida: Heteronemidae	María palitos	Come acículas	N, A	6
Automeris sp.	Lepidoptera: Saturniidae	Gusano barbarindio	Come acículas	L	10,11
Bassania schreiteri Schaus	Lepidoptera: Geometridae	Chapola parda	Come acículas	L	7, 10,11
Cargolia arana Dognin	Lepidoptera: Geometridae	Gusano rugoso	Come acículas	L	7, 10,11
Cargolia sp.	Lepidoptera: Geometridae	Chapola blanca	Come acículas	L	0
Ceraspis sp.	Coleoptera: Melolonthidae	Cucarrón café del pino	Roe tallos y yemas	A	10
Ceresa sp.	Homoptera: Membracidae	Helicóptero verde	Chupa savia, ramas	N, A	10
Ceroplastes sp.	Homoptera: Lecanidae	Conchuela blanca	Chupa savia, acículas	N, A	10
Ceroys quadrispinosus Redt.	Phasmida: Heteronemidae	Insecto palo espinoso	Come acículas	N, A	6
Chalcophana sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito verde y rojo	Troza acículas y roe corteza	A	10
Chrysomima semilutearia F. & R.	Lepidoptera: Geometridae	Medidor con cuernos	Come follaje	L	10,14
Cocconotus sp.	Orthoptera: Tettigonidae	Grillo ermitaño	Troza acículas	N, A	10
Compsus sp.	Coleoptera: Curculionidae	Vaquita blanca del pino	Roe corteza	A	10
Cyclocephala sp.	Coleoptera: Melolonthidae	Cucarrón café	Troza agujas	A	10
Datana sp.	Lepidoptera: Notodontidae	Gusano del higuierillo	Come acícula	L	10
Dirphia somniculosa (Cramer)	Lepidoptera: Saturniidae	Gusano negro espinoso	Come acículas	L	4,10,11
Eulachnus rileyi (Williams)	Homoptera: Lachnidae	Pulgón del pino	Chupa savia, acículas	N, A	10
Eulaema tropica (Lin.)	Hymenoptera: Apidae	Abejorro amarillo	Roe tallos tiernos	A	10
Eusarca sp.	Lepidoptera: Geometridae	Medidor campanita	Come acículas	L	11
Glena bisulca Rindge	Lepidoptera: Geometridae	Medidor del ciprés	Come follaje	L	7, 10
Heliothrips haemorrhoidalis Bouché	Thysanoptera: Thripidae	Trips	Roe y quema acículas	N, A	4,10,11
Heteronemia striatus (Burm.)	Phasmida: Heteronemidae	María palitos	Come acículas	N, A	6
Iridopsis litharia (Guenée)	Lepidoptera: Geometridae	Medidor con rombos	Come acículas	L	3,10
Libethra sp.	Phasmida: Heteronemidae	Caballo de palo	Come acículas	N, A	6,10
Libethra spinicollis Hebard	Phasmida: Heteronemidae	María palitos	Come acículas	N, A	6
Libethra strigiventris Hebard	Phasmida: Heteronemidae	María palitos	Come acículas	N, A	6

Pinus patula (Pino mexicano)					
Libethroidea inusitata Hebard	Phasmida: Heteronemidae	María palitos	Come acículas	N, A	6
Lichnoptera gulo H. S.	Lepidoptera: Noctuidae	Gusano rojo peludo	Come acículas	L	4,10,11
Liposcelis bostrychophilus Badon.	Psocoptera: Liposcelidae	Piojo gris del follaje	Come acículas	N, A	3
Litosemyle sp. Near ocanae Heb.	Phasmida: Heteronemidae	María palitos	Come acículas	N, A	6
Macroductylus nigrocyanus Moser	Coleoptera: Melolonthidae	Cucarrón rayado negro del pino	Troza acículas y roe tallos	A	10
Macrostylus sp.	Coleoptera: Curculionidae	Picudo del pino	Roe corteza	A	10
Megalopyge lanata Stoll.	Lepidoptera: Megalopygidae	Gusano pollo	Come acículas	L	10
Melanolophia commotaria (Maassen)	Lepidoptera: Geometridae	Medidor verde	Come acículas	L	10
Mesoscia eriophora Sepp.	Lepidoptera: Megalopygidae	Pollo menor	Come acículas	L	25
Metcalfiella monogramma Germ.	Homoptera: Membracidae	Cigarrita café	Chupa savia, ramas, hojas	N, A	10
Naupactus sp. 1	Coleoptera: Curculionidae	Vaquita pintada del pino	Roe corteza	A	10
Naupactus sp. 2	Coleoptera: Curculionidae	Vaquita pintada del pino	Roe corteza	A	10
Neuromelia ablinearia (Guenée)	Lepidoptera: Geometridae	Chapola blanca	Come acículas	L	4,7,11
Nodonota sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito verde	Troza agujas y roe corteza	A	10
Oiketicus kirbyi (Land-Guilding)	Lepidoptera: Psychidae	Gusano canasta	Come acículas	L	4,11
Oncometopia obtusa (F)	Homoptera: Cicadellidae	Caminador de lado	Chupa savia, ramas	N, A	10
Oncometopia paralella (Walker)	Homoptera: Cicadellidae	Caminador de lado	Chupa savia, ramas	N, A	10
Oxydia geminata (M.)	Lepidoptera: Geometridae	Medidor verde gigante	Come acículas	L	7,10
Oxydia geminata Maassen forma yema Dognin	Lepidoptera: Geometridae	Medidor verde gigante	Come acículas	L	4
Oxydia olivata Dognin	Lepidoptera: Geometridae	Medidor del aliso	Come acículas	L	25
Oxydia platyptera (Guenée)	Lepidoptera: Geometridae	Medidor del niguito	Come acículas	L	7,11
Oxydia sp.	Lepidoptera: Geometridae	Medidor mayor del pino	Come acículas	L	10
Oxydia trychiata (Guenée)	Lepidoptera: Geometridae	Medidor gigante	Come acículas	L	7,10
Pandeteius sp. Cerca de nodifer Ch.	Coleoptera: Curculionidae	Picudo menor del pino	Roe corteza	A	10
Paramallocera cribipennis B.	Coleoptera: Cerambycidae	Taladrador del tallo	Perfora tallos	L	4
Pero buckleyi (B.)	Lepidoptera: Geometridae	Medidor largo	Come acículas	L	3,10

<i>Pinus patula</i> (Pino mexicano)					
<i>Phibalosoma phyllium</i> (Gray)	Phasmida: Pseudophasmatidae	Insecto palo	Come acículas	N, A	6
<i>Planudes cortex</i> Hebard	Phasmida: Pseudophasmatidae	Fasmido verde	Come acículas	N, A	6
<i>Platypus</i> sp.	Coleoptera: Platypodidae	Barrenillo puntudo	Perfora tallos	L, A	4
<i>Pomachilus</i> sp.	Coleoptera: Elateridae	Saltador café	Roe follaje	A	10
<i>Promecops</i> sp.	Coleoptera: Curculionidae	Picudo del pino	Roe corteza	A	10
<i>Pseudatteria</i> sp.	Lepidoptera: Tortricidae	Cogollero pintado	Daña yemas	L	10
<i>Pseudophasma</i> sp.	Phasmida: Pseudophasmatidae	Fasmido gris	Come acículas	N, A	6
<i>Ripipterix forceps</i> Sauss	Orthoptera: Tridactylidae	Grillo miniatura	Roe acículas	N, A	10
<i>Sabulodes glaucularia</i> (Snellen)	Lepidoptera: Geometridae	Medidor con puntos	Daña yemas	L	7,11,15
<i>Sabulodes</i> sp.	Lepidoptera: Geometridae	Medidor con puntos	Come acículas	L	25
<i>Spodoptera fugiperda</i> (J.E. Smith)	Lepidoptera: Noctuidae	Gusano cogollero	Come acículas	L	4
<i>Spodoptera ornithogalli</i> Guenée	Lepidoptera: Noctuidae	Biringo	Trozador, cogollero	L	4
<i>Stenodema guatemalana</i> (Distant)	Hemiptera: Miridae	Chinche café	Chupa savia, ramas	N, A	10
<i>Stilpnochlora quadrata</i> Sc.	Orthoptera: Tettigonidae	Grillo verde mayor	Troza acículas	N, A	9
<i>Syntechna</i> sp.	Orthoptera: Tettigonidae	Grillo verde menor	Troza acículas	N, A	10
<i>Typophorus</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito verde	Troza agujas y roe corteza	A	10

Swietenia macrophylla King (Caoba)					
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
Apate monachus (F.)	Coleoptera: Bostrichidae	Capuchino	Perfora tallos	L, A	5,8
Eulepte gastralis Guenée	Lepidoptera: Pyralidae	Enrollador de hojas	Enrolla y come hojas	L	5
Exophthalmus sp.	Coleoptera: Curculionidae	Picudo de la caoba	Come hojas	A	1,2

Swietenia macrophylla King (Caoba)				
<i>Hypsipylla grandella</i> (Zeller)	Lepidoptera: Pyralidae	Barrenador de las Meliáceas	Perfora tallos y ramas	L 1,2,7,8
<i>Iridopsis</i> sp.	Lepidoptera: Geometridae	Medidor pintado	Come hojas	L 8
<i>Phyllocnistis meliacella</i> Busck.	Lepidoptera: Gracillariidae	Minador de las Meliáceas	Come hojas	L 1,2,8
<i>Selenaspis articulatus</i> Morgan	Homoptera: Diaspididae	Escama articulada	Chupa savia, hojas	N, A 5,8

Tabebuia rosea (Bertold) D.D. (Roble) (Bignoniaceae)					
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
<i>Amphicerus cornutus</i> (Pallas)	Coleoptera: Bostrichidae	Capuchino	Perfora tallos	L	9,3
<i>Archegozetes</i> sp.	Oribatida: Epilohmanidae	Ácaro pintado	Terminales	N, A	9
<i>Atta</i> sp.	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Corta hojas	A	9
<i>Automeris junonia</i> Walk.	Lepidoptera: Saturniidae	Gusano espinoso	Come hojas	L	21
<i>Automeris</i> sp.	Lepidoptera: Saturniidae	Gusano espinoso	Come hojas	L	9
<i>Compsus</i> sp.	Coleoptera: Curculionidae	Vaquita	Come hojas	A	9
<i>Cryptotermes brevis</i> (W.)	Isoptera: Kalotermitidae	Comején	Perfora base del tallo	N,A	9,3
<i>Diabrotica</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Morrocoyita	Troza hojas	A	9,17
<i>Dikraneura</i> sp.	Homoptera: Cicadellidae	Saltahojas	Chupa savia, hojas	N, A	25
<i>Edessa leucogramma</i> Perty	Hemiptera: Pentatomidae	Grajo del guayacán	Chupa savia	N, A	8
<i>Eriophyes</i> sp.	Acarina: Eriophyidae	Enrulador	Agallícola hojas	N, A	9
<i>Eulepte gastralis</i> Guenée	Lepidoptera: Pyralidae	Pegador de hojas de roble	Come hojas	L	9,3,5,8
<i>Gastrothrips</i> sp.	Thysanoptera: Phlaeotripidae	Trips negro	Micetófago	N, A	9
<i>Halisidota</i> sp.	Lepidoptera: Arctiidae	Chapola boba	Come hojas	L	9
<i>Hemeroplanes parce</i> F.	Lepidoptera: Sphingidae	Gusano cobra	Come hojas	L	9
<i>Hypothenemus</i> sp.	Coleoptera: Scolytinae	Escoltido	Perfora tallos	L	9,3
<i>Lagochirus araneiformis</i> Linn.	Coleoptera: Cerambycidae	Arlequín café pintado	Perfora tallos y ramas	L	9
<i>Lepidomys</i> sp.	Lepidoptera: Pyralidae	Perforador del roble	Perfora terminales	L	9,3

Tabebuia rosea (Bertold) D.D. (Roble) (Bignoniaceae)					
Madoryx oielus Clarke	Lepidoptera: Sphingidae	Gusano cobra	Come hojas	L	0
Megalostomis anacoreta L.	Coleoptera: Chrysomelidae	Chanco mayor	Roe yemas	A	9
Megistops sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Saltarín del roble	Roe hojas	A	9,8,3
Oiketicus kirbyi (Lands-Guilding)	Lepidoptera: Psychidae	Gusano canasta	Come hojas	L	9,16
Oncideres tessellata Thoms	Coleoptera: Cerambycidae	Arlequín manchado	Perfora tallos y ramas	L	9
Phobetrion hipparchia Cramer	Lepidoptera: Limacodidae	Gusano araña	Come hojas	L	9
Posible Edesa sp.	Hemiptera: Pentatomidae	Grajo del guayacán	Chupa savia	N, A	24
Prosarthria teretirostris Brunn.	Orthoptera: Proscopidae	Grillo-plao	Come hojas	N, A	25
Protaleura tabebuiae Dozier	Homoptera: Cicadellidae	Saltahojas	Chupa savia, hojas	N, A	8
Rabdota lebra sp. Cerca de signata (McAte)	Homoptera: Cicadellidae	Saltahojas	Chupa savia, hojas	N, A	9,3
Steirastoma histrionicum Thoms.	Coleoptera: Cerambycidae	Arlequín grabado	Perfora tallos y ramas	L	9
Tenuipalpus sp.	Acari: Tenuipalpidae	Acaro plano	Chupa savia, hojas	N, A	9
Urodera sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito giboso	Roe hojas y yemas	A	9,3
Zygogramma cognata Stal.	Coleoptera: Chrysomelidae	Morrocoyita rayada	Perfora hojas	A	9

<i>Tectona grandis</i> L. Fil. (Teca)					
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
<i>Apate monachus</i> F.	Coleoptera: Bostrichidae	Capuchino	Perfora tallos	L, A	8
<i>Aphis gossypii</i> Glover	Homoptera: Aphididae	Pulgón	Chupa savia, hojas, ramas	N, A	3,8
<i>Atta colombica</i>	Hymenoptera: Formicidae	Hormiga arriera	Corta hojas	A	25
<i>Automeris</i> sp.	Lepidoptera: Saturniidae	Gusano espinoso	Come hojas	L	9
<i>Cyclocephala ruficollis</i> B.	Coleoptera: Melolonthidae	Chisa	Come raíces	L	4
<i>Eurypedus nigrosignata</i> B.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito de las hojas	Come follaje	A	4
<i>Gastrothrips</i> sp.	Thysanoptera: Phlaeothripidae	Trips	Roe tallos y ramas	N, A	9,3

<i>Tectona grandis</i> L. Fil. (Teca)					
<i>Hypothenemus</i> sp.	Coleoptera: Scolytinae	Escolítido	Perfora tallos y ramas	L, A	9,3
<i>Megalopyge orsilochus</i> Cram.	Lepidoptera: Megalopygidae	Gusano barbarindio	Come hojas	L	9
<i>Myzus persicae</i> (Zulzer)	Homoptera: Aphididae	Pulgón	Chupa savia, hojas y ramas	N, A	8
<i>Neoterme castaneum</i>	Isoptera: Termitidae	Comején	Perfora tallos	N, A	5
<i>Oiketicus kirbyi</i> (Lands-Guilding)	Lepidoptera: Psychidae	Gusano canasta	Come hojas	L	7,9
<i>Oncometopia</i> sp.	Homoptera: Cicadellidae	Caminador de lado	Chupa savia, ramas	N, A	9
<i>Pachybrachis</i> sp. Cerca de <i>reticulata</i> Fab.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarrón robusto	Come hojas	A	9
<i>Phyllophaga</i> sp.	Coleoptera: Melolonthidae	Chisa	Come raíces	L	1,2,17
<i>Plagiohammus spinipennis</i> Thoms.	Coleoptera: Cerambycidae	Taladrador	Perfora tallos	L	1,2,17
<i>Pulvinaria psidii</i> M.	Homoptera: Coccidae	Cochinilla blanca	Chupa savia, ramas	N, A	25
<i>Sibine</i> sp.	Lepidoptera: Limacodidae	Monturita	Come hojas	L	9
<i>Spodoptera</i> sp.	Lepidoptera: Noctuidae	Gusano ejército	Come hojas	L	9
<i>Teleonemia</i> sp.	Hemiptera: Tingidae	Chinche de encaje	Chupa savia, hojas	N, A	9
<i>Tetranychus desertorum</i> Banks	Acari: Tetranychidae	Ácaro	Chupa savia, hojas	N, A	9
<i>Urodera</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Cucarroncito giboso	Come hojas y yemas	A	9
<i>Zygogramma</i> sp.	Coleoptera: Chrysomelidae	Morrocoyita rayada	Come hojas	A	9

Terminalia catappa L. (Almendra) (Combretaceae)					
NOMBRE CIENTÍFICO	ORDEN: FAMILIA	NOMBRE COMÚN	TIPO DE DAÑO	EDO. QUE CAUSA DAÑO	REFERENCIA
Aleurodicus dispersus Russell	Homoptera: Aleyrodidae	Mosca blanca mayor	Chupa savia	N, A	24
Antiteuchus tripterus (F.)	Hemiptera: Pentatomidae	Chinche hedionda	Chupa savia, tallos y hojas	N, A	7
Apate monachus (F.)	Coleoptera: Bostrichidae	Capuchino	Perfora tallos	L, A	8
Aspidiotus destructor Signoret	Homoptera: Diaspididae	Escama del cocotero	Chupa savia, tallo y ramas	N, A	7,8
Chrysomphalus aonidium (L.)	Homoptera: Diaspididae	Cochinilla negra circular	Chupa savia, hojas	N, A	8
Coccus sp.	Homoptera: Coccidae	Cochinilla	Chupa savia, hojas	N, A	7

Terminalia catappa L. (Almendra) (Combretaceae)					
Diorina arcius L.	Lepidoptera: Riodinidae	Mariposita de colas	Come hojas	L	7
Dysmitoccus sp.	Homoptera:Pseudococcidae	Chinche harinosa	Chupa savia, ramas y hojas	N, A	7
Megalopyge lanata Stoll-Cramer	Lepidoptera:Megalopygidae	Gusano pollo	Come hojas	L	7
Megalopyge ornata Druce	Lepidoptera:Megalopygidae	Gusano flechudo	Come hojas	L	21
Megalopyge orsilochus Cram.	Lepidoptera:Megalopygidae	Gusano flechudo	Come hojas	L	21
Membracis fasciata (F.)	Homoptera: Membracidae	Membrácido	Chupa savia, ramas	N, A	7
Membracis foliata var. c-album Fairmaire	Homoptera: Membracidae	Membrácido	Chupa savia, ramas	N, A	7
Membracis mexicana (Guerin-Ménéville)	Homoptera: Membracidae	Membrácido	Chupa savia, ramas	N, A	7
Membracis sp.	Homoptera: Membracidae	Saltoncito pintado del guanábano	Chupa savia	N, A	24
Oileticus kirbyi Lands-Guilding	Lepidoptera: Psychidae	Gusano canasta	Come hojas	L	8
Oileticus orizavae Schaus	Lepidoptera: Psychidae	Gusano canasta	Come hojas	L	4
Phobetron hipparchia Cramer	Lepidoptera: Limacodidae	Gusano araña	Come hojas	L	7
Pseudaulacaspis pentagona (T. & T.)	Homoptera: Diaspididae	Escama blanca	Chupa savia, ramas y hojas	N, A	7
Pseudococcus nipae (Maskell)	Homoptera: Coccidae	Chinche harinosa	Chupa savia, ramas y hojas	N, A	8
Saissetia oleae (Bernard)	Homoptera: Coccidae	Cochinilla negra del olivo	Chupa savia, ramas y hojas	N, A	7,8
Selenspidus articulatus (Morgan)	Homoptera: Diaspididae	Escama articulada	Chupa savia, hojas	N, A	7,8
Sibine nesea	Homoptera: Limacodidae	Gusano monturita	Come hojas	L	24

Referencia bibliográfica del resumen de insectos que afectan árboles tropicales

1. Arguedas, M. et al. 1993. Catálogo de plagas y enfermedades forestales en Costa Rica. Programa Interinstitucional de Protección Forestal (PIPPOF). 57 p.
2. Arguedas, M. y P. Chaverri. 1996. Plagas forestales en Costa Rica. Instituto Tecnológico de Costa Rica. Departamento de Ingeniería Forestal. 64 p.
3. Catálogo. Museo de Entomología Francisco Luis Gallego, Universidad Nacional de Colombia, Sede Medellín.
4. Gallego, F.L. y A.R. Vélez. 1992. Lista de insectos que afectan a los principales cultivos, plantas forestales, animales domésticos y al hombre en Colombia. Medellín: Centro de Publicaciones. Universidad Nacional de Colombia. 150 p.
5. Hochmut, R. y M.D. Milan. 1975. Protección contra las plagas forestales en Cuba. Instituto Cubano del Libro, La Habana. 290 p.
6. Madrigal, C.A. 1997. Las Fásmidos como plaga potencial de la reforestación en Colombia. XXIV Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología. Memorias. Pereira. Pp. 225-249
7. Posada, O.L. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. Instituto Colombiano Agropecuario. Boletín técnico número 43. 662 p.
8. Bruner, S.C., L.C. Scaramuzza y A.R. Otero. 1975. Catálogo de los insectos que atacan a las plantas económicas de Cuba. Instituto de Zoología. La Habana. 399 p.
9. Madrigal, C.A. 1989. Reconocimiento de insectos dañinos en plantaciones forestales de la Costa Atlántica Colombiana. Revista Miscelánea No. 12. Sociedad Colombiana de Entomología. Bogotá. Pp. 3-24
10. Madrigal, C.A. 1986. Inventario de insectos dañinos a la reforestación en los departamentos de Cauca y Valle. Revista Miscelánea No. 6. Sociedad Colombiana de Entomología. Bogotá. Pp. 5-30
11. Wiesner, R.L. y C.A. Madrigal. 1983. Principales plagas del Ciprés, *Pinus patula* y Eucalipto en Colombia. En: Primer Seminario Internacional sobre Manejo de Plagas Forestales. SOCOLEN-FUNDEF. Medellín. Pp. 1-33
12. Berti-Filho, E. 1981. Insectos asociados a plantaciones de especies del género *Eucalyptus* en los estados de Bahia, Espírito Santo, Mato Grosso do sul, Minas Gerais e São Paulo. Piracicaba. S. P. Brasil. Tese Livre Docente. Universidade de São Paulo. 176 p.
13. Gómez, E.A. y C.A. Madrigal. 2000. Estudio de insectos, ácaros fitófagos y sus enemigos naturales asociados a especies forestales en el área de influencia del Embalse Porce II. En: XXIX Congreso Sociedad Colombiana de Entomología. Exposición y Resúmenes. Pereira: Socolen.
14. Rodas, C.A. y C.A. Madrigal. 1996. *Chrysomina semilutearia* (Felder Rogenhofer) (Lepidoptera: Geometridae) nuevo Defoliador de importancia económica en Colombia. En: Crónica Forestal y del Medio Ambiente. Medellín. Universidad Nacional de Colombia. 11: 7-12
15. Madrigal, C.A., R.L. Wiesner y M.I.G. Arango. 1985. *Oxydia platyperata* Guenée, *Sabulodes glaucaria* (Snellen) y medidor campanita, tres nuevos defoliadores de importancia forestal en Colombia. Revista Colombiana de Entomología. 11 (1): 16-21
16. Oliveros, D.H. 1999. Reconocimiento de insectos y arácnidos asociados a siete especies forestales durante la fase de vivero. Tesis Ingeniería Forestal. Universidad de Nariño. 138 p.
17. CATIE. 1991. Plagas y enfermedades forestales en América Central. Guía de campo. Serie Técnica. Manual 4. 260 p.
18. Centro de entomología forestal (CEDEF). 1986. El picudito del aliso, *Bothynodontes* sp. (Coleoptera: Curculionidae), nueva plaga en forestales de Caldas. Apuntes Entomológicos. 2. 3 p.
19. Ford, L.B. 1981. Reconocimiento de plagas en plantaciones forestales de Costa Rica. CATIE. Informe Técnico No 7. 53 p.
20. Neita, M.J.C. y T. Rentería. 1999. Entomofauna asociada a una parcela agroforestal con *Borojoa patinoi* Cuatr., *Cedrela odorata* L., *Apeiba aspera* Aubl. *Inga spectabilis* Wild en la granja de la Universidad del Chocó, municipio de Lloró-Chocó. Tesis. Ingeniería Agroforestal. 154 p.
21. Gallego, M.F.L. 1946. Catálogo de insectos determinados correspondientes a la orden Lepidoptera existentes en la sección de Entomología de la Facultad Nacional de Agronomía Medellín. Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín. 6 (24): 415- 473.
22. Bustillo, P.A. y L. Lara. Plagas forestales. Boletín Divulgación. 33. ICA Regional 4. 32 p.
23. Zanoncio, J.C. 1993. Manual de Plagas em Florestas. Volomen 1. Lepidoptera desfolhadores de eucalipto: biología, ecología e controle. IPEF/SIF. 140 P.
24. Madrigal, C.A. 2002. Insectos asociados al árbol urbano en el Valle de Aburrá. Medellín. Marín Vieco. 202 p.
25. Madrigal, C.A. 2003. Insectos Forestales en Colombia: Biología, Hábitos, Ecología y Manejo. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias. Medellín. 848 p.

Bibliografía

1. Acuña, M.F. y S.M. Garrañ. 2004 Detección de *Kirramyces epicoccoides*, *Puccinia psidii* y *Coniothyrium zuluense*. Agentes causales de enfermedades en *Eucalyptus* spp. en la zona de Concordia, Entre Ríos, Argentina. RIA. 33 (3): 135-148. Disponible en <http://www.redalyc.org/pdf/864/86433309.pdf>
2. Alvarado, R.D. 2007. Pudrición de raíz por Armillaria / *Armillaria root rot*. *Armillaria* (Fr.) Staud. (Agaricales, Marasmiaceae). En : Cibrián T., D., D. Alvarado R. y S.E. García D. (Eds.). 2007. Enfermedades Forestales en México/Forest Diseases in Mexico. Universidad Autónoma Chapingo, México; Comisión Nacional Forestal, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, México; Forest Service, United States Department of Agriculture, USA; Canadian Forest Service, Natural Resources, Canada y Comisión Forestal de América del Norte, FAO. Canada, FAO. Pp. 212-215
3. Aragón, G.A., C.D. Nochebuena T., M.A. Morón y J.F. López O. 2008. Uso de trampas de luz fluorescente para el manejo de la Gallina Ciega (Coleoptera: Melolonthidae) en maíz (*Zea mays* L.) Agrociencia. 42: 217-223. Disponible en: <http://www.scielo.org.mx/pdf/agro/v42n2/v42n2a9.pdf>
4. Arcos, R.J., D. Cibrián T., C.T. Cervantes M. y C. Llanderal C. 2003. Fluctuación de la conchuela del eucalipto en el Valle de México. Tesis de Maestría en Ciencias, DICIFO. Universidad Autónoma Chapingo. 80 p.
5. Áreas, S.F.C. y L.S. González L. 2008. Estudio de la composición florística y sanidad forestal de la arboleda del sector sur del campus principal de la Universidad Nacional Agraria, Managua. Trabajo de diploma. Universidad Nacional Agraria. Managua, Nicaragua. 78 p.
6. Arguedas, M. 2004. Problemas fitosanitarios de la melina (*Gmelina arborea* (Roxb)) en Costa Rica. Kurú: Revista Forestal (Costa Rica) 1(2). 9 p.
7. Arguedas, M. 2006. Diagnóstico de plagas y enfermedades forestales en Costa Rica. Instituto Tecnológico de Costa Rica. II Congreso Latinoamericano IUFRO. La Serena, Chile, 10 p.
8. Arguedas, M. et al. 1993. Catálogo de plagas y enfermedades forestales en Costa Rica. Programa Interinstitucional de Protección Forestal (PIPROF). 57 p.
9. Arguedas, M. y P. Chaverri. 1996. Plagas forestales en Costa Rica. Instituto Tecnológico de Costa Rica. Departamento de Ingeniería Forestal. 64 p.
10. Arguedas, M., P. Chavarri y J.M. Verjans. 2004. Problemas fitosanitarios de la teca en Costa Rica, Revista recursos Naturales y Ambiente Vol. 1
11. Arguedas, M., O. Murillo, F. Ayuso y O. Madrigal. 2005. Variación en la resistencia de clones de teca (*Tectona grandis* L.f.) ante la infección de la roya (*Olivea tectonae* Rac.) en Costa Rica. Kurú. Revista Forestal (Costa Rica). 2 (6): 1-10. http://www.tec.cr/sitios/Docencia/forestal/Revista_Kuru/antiores/antior6/pdf/Articulo%202.pdf
12. Argüello, H. y S.M. Gladstone. 2001. Guía ilustrada para identificación de especies de zompopos (*Atta* spp. y *Acromyrmex* spp.) presentes en El Salvador, Honduras y Nicaragua. PROMIPAC, Carrera Ciencia y Producción, Zamorano, Honduras. 34 p.
13. Arias, D., J. Calvo, M. Arguedas y B. Salas. 2005. Síndrome de la mortalidad de la teca en Costa Rica. Informe final. Instituto Tecnológico de Costa Rica. 39 p.
14. Arnett, R.H. 1973. The beetles of the United States (a manual for identification). The American Entomological Institute. USA. 1112 p.
15. Arun, P.R. y M.V. Mahajan. 2012. Ecological costs and benefits of Teak Defoliator (*Hyblaea pueria* Cramer) outbreaks in a mangrove ecosystem. Marine science 2 (5): 48-51. DOI: 10.5923/j.ms.20120205.02
16. Balachander, M., O.K. Remadevi, T.O. Sasidharan & N. Sapna Bai. 2012. Virulence and micotoxic effects of *Metarhizium anisopliae* on *Mahogany shoot borer*, *Hypsipyla robusta* (Lepidoptera: Pyralidae) Journal of Forestry Research. 23 (4): 651-659. DOI: 10.1007/s11676-012-0306-9
17. Baltodano, V.C. 2008. Relación entre la incidencia de la roya *Olivea tectonae*, el cancro *Dothiorella* sp. y el defoliador *Rhabdopterus* sp. en plantaciones de *Tectona grandis* L.f. y el índice de calidad de sitio en Panamá. Kurú: Revista Forestal (Costa Rica). 5 (13). 6 p. Disponible en: http://www.tec.ac.cr/sitios/Docencia/forestal/Revista_Kuru/antiores/antior13/pdf/nota%201.pdf
18. Barreto, D., S. Babbitt, M. Gally & B.A. Pérez. 2003. *Nectria haematococca* causing root rot in olive greenhouse plants. RIA. 32 (1): 49-55. Disponible en: <http://www.redalyc.org/pdf/864/86432105.pdf>
19. Barrientos, L.L., O.A. Cabrera, F.A. Bonilla y O.P. Martínez. 1992. Manual técnico sobre la langosta voladora (*Schistocerca piceifrons piceifrons* Walker, 1870) y otros acridoideos de Centro América y sureste de México. FAO/OIRSA. San Salvador, El Salvador. 162 p.
20. Barrientos, L.L., D.M. Hunter, J.A. Valdéz, P. García S. & J.V. Horta V. 2005. Control biológico de la langosta centroamericana *Schistocerca piceifrons piceifrons* Walker (Orthoptera: Acrididae) en el noreste de México. Vedralia. 12 (2): 119-128. Disponible en: [http://www.controlbiologico.org.mx/vedalia/Volumen12\(2\)_2005/v12n2p119-p128.pdf](http://www.controlbiologico.org.mx/vedalia/Volumen12(2)_2005/v12n2p119-p128.pdf)
21. Berry, J.A. 2007. Key to the New Zealand species of *Psyllaephagus* Ashmead (Hymenoptera: Encyrtidae) with descriptions of three new species and a new record of the

- psyllid hyperparasitoid *Coccidoctonus psyllae* Riek (Hymenoptera: Encyrtidae). Australian Journal of Entomology. 46: 99-105. DOI: 10.1111/j.1440-6055.2007.00575.x
22. Berti-Filho, E. 1981. Insectos asociados a plantaciones de especies del género *Eucalyptus* nos estados da Bahia, Espírito Santo, Mato Grosso do sul, Minas Gerais e São Paulo. Piracicaba. S. P. Brasil. Tese Livre Docente. Universidade de São Paulo. 176 p.
23. Blake, D.H. 1970. A review of the genus *Metachroma Chevrolat* (Coleoptera: Chrysomelidae). Smithsonian Contributions to Zoology. 57. Smithsonian Institution Press. EUA. 111 p.
24. Bolkan, H.A. & W.R.C. Ribeiro. 1985. Anastomosis groups and pathogenicity of *Rhizoctonia solani* isolates from Brazil. The American Phytopathological Society. Plant disease. 69 (7): 599-601. Disponible en: http://www.apsnet.org/publications/PlantDisease/BackIssues/Documents/1985Articles/PlantDisease69n07_599.PDF
25. Booth, G. (1971). Genus *Fusarium*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England.
26. Boucinha, V.T.M. 1999. Lepidópteros asociados a duas comunidades florestais em Itaára – RS. 4 p
27. Briseño, F.P., J.I. Bojórquez S., S. Marcelino F., O. Nájera G., F. Flores V. & N. Isordia A. 2013. Distribución y grado de establecimiento de Cochinilla rosada del Hibisco en Nayarit, México / Distribution and extent of setting in pink *Hibiscus mealybug* in Nayarit, Mexico. Revista Bio Ciencias. 2 (2): 48-59. Disponible en: <http://biociencias.uan.edu.mx/publicaciones/03-02/biociencias3-2-5.pdf>
28. Bruner, S.C., L.C. Scaramuzza y A.R. Otero. 1975. Catálogo de los insectos que atacan a las plantas económicas de Cuba. Instituto de Zoología. La Habana. 399 p.
29. Bustillo, P.A. y L. Lara. Plagas forestales. Boletín Divulgación. 33. ICA Regional 4. 32 p.
30. Cannon, P., N.B. Klopstein, M.S. Kim, J.W. Hanna, D. Alvarado R. & M.G. McWilliams. 2007. An *Armillaria* survey in Mexico: A basis for determining evolutionary relationships, assessing potentially invasive pathogens, evaluating future impacts of climate change, and developing international collaborations in forest pathology. In: Proceedings of the 55th Western International Forest Disease Work Conference. 15-19; Sedona, AZ. Salem, OR: Oregon Department of Forestry.
31. Cárdenas, C.G. 2001. Composición y estructura de la avifauna en diferentes sistemas de producción. II Conferencia Electrónica sobre Agroforestería para la Producción Animal en América Latina. Pp: 29-74. Disponible en: <ftp://ftp.fao.org/docrep/FAO/005/y4435s/y4435s01.pdf>
32. Catálogo. Museo de Entomología Francisco Luis Gallego, Universidad Nacional de Colombia, Sede Medellín.
33. CATIE. 1991. Plagas y enfermedades forestales en América Central. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. Guía de campo. Serie Técnica. Manual 4. 260 p.
34. CATIE. 2001. ¿Es inmanejable *Hypsipyla grandella* como plaga forestal?. Hoja Técnica. 38. Manejo integrado de plagas, Costa Rica. 60. Pp. 1-4
35. Centro de entomología forestal (CEDEF). 1986. El picudito del aliso, *Bothynoderes* sp. (Coleoptera: Curculionidae), nueva plaga en forestales de Caldas. Apuntes Entomológicos. 2. 3 p.
36. Chandrasekhar, N., T.V. Sajeev, V.V. Sudheendrakumar & M. Banerjee. 2005. Population dynamics of the Teak defoliator (*Hyblaea pueria* Cramer) in Nilambur teak plantations using Randomly Amplified Gene Encoding Primers (RAGEP). BMC Ecology. 5 (1): 1-11. DOI: 10.1186/1472-6785-5-1
37. Chavarriaga, H.D.D. 2011. Protección fitosanitaria forestal. ICA & Ascolfi. 228 p. Disponible en: <http://www.ica.gov.co/getattachment/dbe0bf6d-253a-422b-b40e-6ae3e3ffcf8/Libro-Proteccion-Forestal2.aspx>
38. Ciancio, A. & K.G. Mukerji. 2009. Integrated Management of Fruit Crops and Forest Nematodes. Springer. 346 p. DOI: 10.1007/978-1-4020-9858-1
39. Cibrián, T.D. 2001. Manual para la identificación y manejo de las plagas y enfermedades forestales del Estado de Jalisco. Documento Técnico. Fideicomiso para el desarrollo del Programa Forestal de Jalisco. 140 p.
40. Cibrián, T.D. 2011. Informe de la inspección fitosanitaria a las plantaciones de la empresa Uumbal, Veracruz. Universidad Autónoma Chapingo. 30 p.
41. Cibrián, T.D. y D. Alvarado R. 2007. Muérdago *Struthanthus* / *Struthanthus* mistletoe. Género / Genus *Struthanthus* Mart. (Loranthaceae). En : Cibrián T., D., D. Alvarado R. y S.E. García D. (Eds.). 2007. Enfermedades Forestales en México / Forest Diseases in Mexico. Universidad Autónoma Chapingo, México; Comisión Nacional Forestal, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, México; Forest Service, United States Department of Agriculture, USA; Canadian Forest Service, Natural Resources, Canada y Comisión Forestal de América del Norte, FAO. Canada, FAO. Pp. 436-439.
42. Cibrián, T.D. y M. Arguedas. 2007. Roya de la teca / Teak rust. *Olivea tectonae* (T.S. Ramakr. & K. Ramakr.) Thirum. (Uredinales, Chaetoniaceae). En : Cibrián T., D., D. Alvarado R. y S.E. García D. (Eds.). 2007. Enfermedades Forestales en México / Forest Diseases in Mexico. Universidad Autónoma Chapingo, México; Comisión Nacional Forestal, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, México; Forest Service, United States Department of Agriculture, USA; Canadian Forest Service, Natural Resources, Canada y Comisión Forestal de América del Norte, FAO. Canada, FAO. Pp. 206-207.
43. Cibrián, T.D., R.C. Bolaños., J.T. Méndez M., y S.G. Díaz. 1999. Diagnóstico Fitosanitario de las Plantaciones de

Eucalipto y Melina en Nayarit y Sur de Sinaloa. Plantaciones Industriales Mexicanas S.A. de C. V. UACH. División de Ciencias Forestales (DICIFO). Ed. UACH. Chapingo, México. 135 p.

44. Cibrián, T.D. y S.E. García D. 2007. Cancro Crysoptorthe / Crysoptorthe canker. *Chrysosporthe cubensis* (Bruner) Gryzenh & M.J. Wingf. (Diaporthales, Cryphonectriaceae). En : Cibrián T.,D., D. Alvarado R. y S.E. García D. (Eds.). 2007. Enfermedades Forestales en México/Forest Diseases in Mexico. Universidad Autónoma Chapingo, México; Comisión Nacional Forestal, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, México; Forest Service, United States Department of Agriculture, USA; Canadian Forest Service, Natural Resources, Canada y Comisión Forestal de América del Norte, FAO. Canada, FAO. Pp. 146-147

45. Cibrián, T.D. y S.E. García D. 2007. Cancro por Phomopsis / Canker by Phomopsis. *Phomopsis* (Sacc.) Bubák. (Sphaeropsidales, Sphaerioidaceae). En : Cibrián T.,D., D. Alvarado R. y S.E. García D. (Eds.). 2007. Enfermedades Forestales en México/Forest Diseases in Mexico. Universidad Autónoma Chapingo, México; Comisión Nacional Forestal, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, México; Forest Service, United States Department of Agriculture, USA; Canadian Forest Service, Natural Resources, Canada y Comisión Forestal de América del Norte, FAO. Canada, FAO. Pp. 532-533

46. Cibrián, T.D., S.E. García D. y D. Alvarado R. 2007. Mancha foliar en Pestalotiopsis en encino / Pestalotiopsis leaf spot of oak. *Pestalotiopsis funerea* (Desm.) Steyaert (Melanconiales, Melanconiaceae). En : Cibrián T.,D., D. Alvarado R. y S. E. García D. (Eds.). 2007. Enfermedades Forestales en México/Forest Diseases in Mexico. Universidad Autónoma Chapingo, México; Comisión Nacional Forestal, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, México; Forest Service, United States Department of Agriculture, USA; Canadian Forest Service, Natural Resources, Canada y Comisión Forestal de América del Norte, FAO. Canada, FAO. Pp. 124-125

47. Cibrián, T.D., S.E. García D. y D. Alvarado R. 2007. Mancha foliar por Coniella en eucalipto / Coniella leaf spot of eucalyptus. *Coniella fragariae* (Oud.) Sutton. (Sphaeropsidales, Sphaerioidaceae). En : Cibrián T.,D., D. Alvarado R. y S.E. García D. (Eds.). 2007. Enfermedades Forestales en México/Forest Diseases in Mexico. Universidad Autónoma Chapingo, México; Comisión Nacional Forestal, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, México; Forest Service, United States Department of Agriculture, USA; Canadian Forest Service, Natural Resources, Canada y Comisión Forestal de América del Norte, FAO. Canada, FAO. Pp. 114-115.

48. Cibrián, T.D., S.E. García D. y D. Alvarado R. 2007. Mancha foliar por Cylindrocladium en eucalipto / Cylindrocladium leaf spot of eucalyptus. *Cylindrocladium* Morgan. (Moniliales, Moniliaceae). En : Cibrián T.,D., D. Alvarado R. y S.E. García D. (Eds.). 2007. Enfermedades Forestales en México/Forest Diseases in Mexico. Universidad Autónoma

Chapingo, México; Comisión Nacional Forestal, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, México; Forest Service, United States Department of Agriculture, USA; Canadian Forest Service, Natural Resources, Canada y Comisión Forestal de América del Norte, FAO. Canada, FAO. Pp. 116-117.

49. Cibrián, T.D., S.E. García D. y D. Alvarado R. 2007. Mancha foliar por Kirramyces en eucalipto / Kirramyces leaf spot of eucalyptus. *Kirramyces epicoccoides* (Cooke & Massee) Walker, Sutton & Pascoe. (Sphaeropsidales, Sphaerioidaceae). En : Cibrián T.,D., D. Alvarado R. y S.E. García D. (Eds.). 2007. Enfermedades Forestales en México/Forest Diseases in Mexico. Universidad Autónoma Chapingo, México; Comisión Nacional Forestal, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, México; Forest Service, United States Department of Agriculture, USA; Canadian Forest Service, Natural Resources, Canada y Comisión Forestal de América del Norte, FAO. Canada, FAO. Pp. 118-119.

50. Cibrián, T.D., S.E. García D. Y O.A. Pérez V. 2013. *Kretzschmaria zonata* causante de la pudrición del cuello y raíz en *Tectona grandis* en Campeche. En: Memoria XVI Simposio Parasitología Forestal. 26 al 28 de Octubre 2011. Cuernavaca Morelos. Pp. 124.

51. Cibrián, T.D., S.E. García D. y M.J. Wingfield. 2007. Cancro Coniothyrium / Coniothyrium Canker. *Kirramyces zuluensis* (M.J. Wingf., Crous & T.A. Cout.) Andjic & Wingfield (=Coniothyrium zuluense). (Sphaeropsidales, Sphaerioidaceae). En : Cibrián T.,D., D. Alvarado R. y S.E. García D. (Eds.). 2007. Enfermedades Forestales en México/Forest Diseases in Mexico. Universidad Autónoma Chapingo, México; Comisión Nacional Forestal, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, México; Forest Service, United States Department of Agriculture, USA; Canadian Forest Service, Natural Resources, Canada y Comisión Forestal de América del Norte, FAO. Canada, FAO. Pp. 170-171

52. Cibrián, T.D., J.T. Méndez M., R. Campos B., H.O. Yates III. Y J. Flores L. 1995. Insectos Forestales de México / Forest Insects of Mexico. Universidad Autónoma Chapingo, México; Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos, México; Forest Service, United States Department of Agriculture, USA; North American Forestry Commission, FAO. Pp.

53. Cibrián, T.D. y O.A. Pérez V. 2012. *Neofusicoccum eucalyptorum* y *N. Parvum* patógenos en plantaciones de eucalipto en México. Reporte Técnico. FOMEX. 12 p.

54. Ciesla, W.M. 2011. Forest Entomology, a global perspective. John Wiley & Sons. Chichester, UK. 400 p.

55. Contreras, S.C. 2009. Ficha técnica *Schistocerca piceifrons piceifrons* Walker. Langosta centroamericana. Sistema Nacional de Vigilancia Epidemiológica Fitosanitaria. 21 p.

56. Cornelius, J.P. 2001. The effectiveness of pruning in mitigating *Hypsipyla grandella* attack on young mahogany (*Swietenia macrophylla* King) trees. Forest Ecology and Management. 148: 287-9

57. Cortéz, M.H., M.C. Martínez L., F. Reyes I. y L.D. Ortega A. 2008. Primer registro de *Lecanoideus floccissimus* (Hemiptera; Aleyrodidae) en cacao de Tabasco, México. Revista Colombiana de Entomología. 34 (1): 33-40. Disponible en: <http://www.scielo.org.co/pdf/rcen/v34n1/v34n1a04.pdf>
58. Cortinas, M.N., I. Barnes, M.J. Wingfield & B.D. Wingfield. 2010. Genetic diversity in the *Eucalyptus* stem pathogen *Teratosphaeria zuluensis*. Australasian Plant Pathology. 39: 383-393. DOI: 10.1071/AP10010
59. Couto, A.A., E.A. Valverde Z., R. Goncalves M. & T.F. de Asis. 2004. Clonagem e doenças do eucalipto. Vicosa, Brasil. 442 p.
60. Crous, P.W., J.Z. Groenewald, B.A. Summerell, B.D. Wingfield & M.J. Wingfield. 2009. Co-occurring species of *Teratosphaeria* on *Eucalyptus*. Persoonia. 22: 38-48. DOI:10.3767/003158509X424333
61. Crous, P.W., P.S. Knox-Davies & M.J. Wingfield. 1989. A list of *Eucalyptus* leaf fungi and their importance to South African forestry. South African Forestry Journal. 149: 17-29. DOI: 10.1080/00382167.1989.9628988
62. Crous, P.W., B. Slippers & A. J. L. Phillips. 2006. *Neofusicoccum parvum* (Pennycook & Samuels). Studies in Micology 55: 248. Disponible en http://www.crem.fct.unl.pt/botryosphaeria_site/botryosphaeria_parva_2.htm
63. Cruz, A. J., D. Cibrián T., H. Ramírez M., & S.E. García D. 2001. Etiología y síndrome de los canchros *Cryphonectria*, *Lasiodiplodia* y *Fusicoccum* en Eucalipto (*Eucalyptus camaldulensis* Dehnh). Revista Chapingo. Serie Ciencias Forestales y del Ambiente, 7 (1): 27-37.
64. Dahlsten, D.L., K.M. Daane, T.D. Paine, K.R. Sime, A.B. Lawson, D.L. Rowney, W.J. Roltsch, J.W. Andrews Jr., J.N. Kabashima, D.A. Shaw, K.L. Robb, P.M. Geisel, W.E. Chaney, C.A. Ingels, L.G. Varela & G. Taylor. 2005. Imported parasitic wasp helps control red gum lerp psyllid. California Agriculture. 59 (4): 229-234. DOI: 10.3733/ca.v059n04p229
65. Dahlsten, D.L. & D.L. Rowney. 2000. The red gum lerp psyllid, a new pest of *Eucalyptus* species in California. 2 p. Disponible en: http://nature.berkeley.edu/biocon/dahlsten/rglp/Dahlsten-handout_rglp.pdf
66. Dahlsten, D.L., D.L. Rowney, K.L. Robb, J.A. Downer, D.A. Shaw & J.N. Kabashima. 2002. Biological control of introduced psyllids on eucalyptus. 1st International Symposium on Biological Control of Arthropods. Pp: 356-361. <http://www.fs.fed.us/foresthealth/technology/webpubs/FHTET-2003-05/day5/dahlsten.pdf>
67. De Carvalho, J.A.A. & J.F. Hennen. 2010. New species and nomenclature in *Prospodium* (Uropyxidaceae, Pucciniales) and the new anamorphic genus *Canasta* in the Neotropics. Mycologia. 102 (5): 1096-1113. DOI: 10.3852/09-049
68. De la Mora C, G. y D. Cibrián T. 2013. Caracterización y porcentaje de enredamiento del sistema radicular de *Eucalyptus globulus* y *E. nitens* en plantaciones del estado de Michoacán. Revista Ciencias Forestales y del Ambiente. En prensa.
69. De la Mora C, G., D. Cibrián T. y O. A. Pérez V. 2013. *Botryosphaeria eucalyptorum* (*Neofusicoccum eucalyptorum*) y *N. parvum*, patógenos en plantaciones de eucalipto en México. Revista Ciencias Forestales y del Ambiente. En prensa.
70. Del Toro, I., M. Vázquez, W.P. Mackay, P. Rojas y R. Zapata M. 2009. Hormigas (Hymenoptera: Formicidae) de tabasco: explorando la diversidad de la mirmecofauna en las selvas tropicales de baja altitud. Dugesiana 16 (1): 1-14. Disponible en: http://www.cucba.udg.mx/publicaciones1/page_dugesiana/dugesiana_julio/pdf/161_1_14.pdf
71. Delaye, L., G. García G. Y M. Heil. 2013. Endophytes versus biotrophic and necrotrophic pathogens-are fungal lifestyles evolutionarily stable traits?. Fungal diversity. DOI 10.1007/s13225-013-0240-y
72. Díaz, M.E.R, A. de la Rosa V., J.A. Contreras G., J.M. Jiménez C., R. Rivera L. Y L.R. Centeno E. 2013. El control integral del barrenador de las meliáceas en plantaciones de la península de Yucatán. México. En: Memoria XVI Simposio Parasitología Forestal. 26 al 28 de Octubre 2011. Cuernavaca Morelos. Pp. 193.
73. Diodato, L., M. Venturini. 2007. Presencia del "Psílido del escudo" (*Glycaspis brimblecombei*, Hemiptera, Psyllidae), plaga del *Eucalyptus*, en Santiago del Estero, Argentina. Quebracho. Revista de Ciencias Forestales. 14: 89-89. Disponible en: http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1851-30262007000100010&lng=es&nrm=iso&tng=es
74. Echegoyén, R.P.E. y H. González H. 2010. Plan de contingencia ante un brote de Cochinilla rosada del Hibisco (*Maconellicoccus hirsutus*) en un país de la región del OIRSA. Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria. San Salvador, El Salvador. 153 p. Disponible en: http://www.oirsa.org/aplicaciones/subidoarchivos/BibliotecaVirtual/Maconellicoccus_hirsutus_Plan_de_contingencia.pdf
75. Espinoza, J.G, E.X. Briseño, L.M. Keith & B.A. Latorre. 2008. Canker and Twig Dieback of Blueberry caused by *Pestalotiopsis* spp. and a *Truncatella* sp. in Chile. The American Phytopathological Society. 92 (10): 1407-1414. DOI: 10.1094/PDIS-92-10-1407
76. FAO. 2006. Manual de campo. Plagas y enfermedades de eucaliptos y pinos en el Uruguay. Proyecto PCT/URU/3002. 173 p.
77. FAO. 2008. Forest pest species profile. *Botryosphaeria dothidea*. Disponible en <http://www.fao.org/forestry/13578-0fc6645a2e4e466da235b55a9173f294e.pdf>
78. Fernández, V.H. y A. Bernal. 2013. Prevención y control de plagas y enfermedades en Agropecuaria Santa Genoveva, SAPI de Cv. En: Memoria XVI Simposio Parasitología Forestal. 26 al 28 de Octubre 2011. Cuernavaca Morelos. Pp. 183.
79. Ferreira, F.P.J., C.F. Wilcken, N.C. de Oliveira, A.D.P. Ferreira, V.L.A. Coutinho. 2008. Dinâmica populacional do psílido-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Moore, 1964)

- (Hemiptera: Psyllidae) e de seu parasitóide *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae) em floresta de *Eucalyptus camaldulensis*. Ciencia rural. 38 (8): 2109-2114. Disponible en: <http://www.scielo.br/pdf/cr/v38n8/a03v38n8.pdf>
80. Ferreira, R.A., A.A. Blaziza, M.G. Anzolin & D.C. Firmino-Winckler. 2009. Fluctuação populacional do psílídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera: Psyllidae) em *Eucalyptus* spp. no município de garça, SP. Revista Científica Electronica de Engenharia Florestal. 8 (14): 29-46. Disponible en: <http://www.revista.inf.br/florestal14/pages/artigos/anolXed15art04.pdf>
81. Firmino, W.D.C., C.F. Wilcken, N.C. de Oliveira & C.A. Oliveira M. 2009. Biologia do psílídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera, Psyllidae) em *Eucalyptus* spp. Revista brasileira de entomologia. 53 (1): 144-146. Disponible en: <http://www.scielo.br/pdf/rbent/v53n1/30.pdf>
82. Flechtmann, C.A.H. & A.L.T. Ottati. 1997. *Tetanorhynchus leonardosi* (Mello-Leitao) (Orthoptera: Proscopiidae), Nova Praga em eucaliptos. An. Soc. Entomol. Brasil 26 (3): 583-587. DOI: 10.1590/S0301-80591997000300027.
83. Ford, L.B. 1981. Reconocimiento de plagas en plantaciones forestales de Costa Rica. CATIE. Informe Técnico No 7. 53 p.
84. Fortanelli, M.J. y M.E. Servín M. 2001. Desechos de hormiga arriera (*Atta mexicana* Smith), un abono orgánico para la producción hortícola. / Refuse of Leaf-Cutting ant (*Atta mexicana* Smith), an organic fertilizer for vegetable production. Terra. 20: 153-160. Disponible en: <http://www.redalyc.org/pdf/573/57320208.pdf>
85. Fowler, H.G. 1988. Taxa of the neotropical grass-cutting ants, *Acromyrmex* (Moellerius) (Hymenoptera: Formicidae: Attini). Científica. 16 (2): 281-295.
86. Franco, N.F. 2007. Nematodos agalladores / Root-knot nematodes. *Meloidogyne Goeldi* (Tylenchida, Heteroderidae). En : Cibrián T., D., D. Alvarado R. y S.E. García D. (Eds.). 2007. Enfermedades Forestales en México/Forest Diseases in Mexico. Universidad Autónoma Chapingo, México; Comisión Nacional Forestal, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, México; Forest Service, United States Department of Agriculture, USA; Canadian Forest Service, Natural Resources, Canada y Comisión Forestal de América del Norte, FAO. Canada, FAO. Pp. 350-353
87. Freytag, P.H. & M.J. Sharkey. 2002. A preliminary list of the leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae) of Colombia. Biota Colombiana. 3 (2): 235-283.
88. Furth, D.G. 2005. The current status of knowledge of the alticinae of Mexico (Coleoptera: Chrysomelidae). Bonner zoologische Beiträge 54 (5): 209-237. Disponible en: http://entomology.si.edu/staffpages/FurthD/2006_MexAlticinaeFurth.pdf
89. Fuster, J.A., J.T. Méndez M., D. Cibrián T. y R. Campos B. 2013. Propuesta metodológica para el manejo integrado de *Coptotermes crassus* Snyder, termes subterráneo en plantaciones de *Eucalyptus urophylla* en Huimanguillo, Tabasco, México. Tesis de Licenciatura. Universidad de Lleida, Lleida, España. 44 p.
90. Gallego, M.F.L. 1946. Catálogo de insectos determinados correspondientes a la orden Lepidoptera existentes en la sección de Entomología de la Facultad Nacional de Agronomía Medellín. Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín. 6 (24): 415- 473.
91. Gallego, M.F.L. y A.R. Vélez. 1992. Lista de insectos que afectan a los principales cultivos, plantas forestales, animales domésticos y al hombre en Colombia. Medellín: Centro de Publicaciones. Universidad Nacional de Colombia. 150 p.
92. González, G.E., G. Sánchez M. y E. Quezada G. 2008. Determinación, Monitoreo y Control de la Cochinilla Rosada del Hibisco *Maconellicoccus hirsutus* (Green). Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y pecuarias. Campo Experimental Pabellón. Libro Técnico Num. 5. 133 pp.
93. García, D.S.E., D. Cibrián T. y D. Alvarado R. 2007. Mancha foliar grisienta de la caoba y el cedro / Mahogany tar spot. *Phyllachora swieteniae* Petr. and Cifr. (Phyllachorales, Phyllachoraceae). En : Cibrián T., D., D. Alvarado R. y S.E. García D. (Eds.). 2007. Enfermedades Forestales en México/Forest Diseases in Mexico. Universidad Autónoma Chapingo, México; Comisión Nacional Forestal, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, México; Forest Service, United States Department of Agriculture, USA; Canadian Forest Service, Natural Resources, Canada y Comisión Forestal de América del Norte, FAO. Canada, FAO. Pp. 520-521.
94. García, D.S.E., D. Cibrián T. y D. Alvarado R. 2007. Mancha foliar por *Cercospora* / Leaf spot by *Cercospora*. *Cercospora* Fresen. (Moniliales, Moniliaceae. En : Cibrián T., D., D. Alvarado R. y S.E. García D. (Eds.). 2007. Enfermedades Forestales en México/Forest Diseases in Mexico. Universidad Autónoma Chapingo, México; Comisión Nacional Forestal, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, México; Forest Service, United States Department of Agriculture, USA; Canadian Forest Service, Natural Resources, Canada y Comisión Forestal de América del Norte, FAO. Canada, FAO. Pp. 514-515
95. García, D.S.E., D. Cibrián T. y O.A. Pérez V. 2011. *Haematonectria haematococca* (Berk. & Broome) Samuels & Nirenberg y su anamorro (*Fusarium solani* (mart.) sacc.) asociado a muerte descendente en teca y *Gmelina*. En: Memoria del XV Simposio Nacional sobre Parasitología Forestal, Cuernavaca, Morelos. Pp. 184-189
96. García, D.S.E., O.A. Pérez V., O. Hernández C., L. Fucikovsky Z. y J.T. Méndez M. 2013. Tizón foliar de la teca en vivero causada por *Ralstonia solanacearum* Biovar 4 en Tabasco, México. Investigación y Ciencia de la Universidad Autónoma de Aguascalientes. 57: 5-10. Disponible en: <http://www.uaa.mx/investigacion/revista/Hemeroteca/REVISTA%2057.pdf> *Ralstonia solanacearum* vivero causada por co, Mñe de mosquitas blancas (L.S. Ibarra S. y C. Santill Western Ghats.

97. Garza, U.E. 2005. La langosta *Schistocerca piceifrons* y su manejo en la planicie Huasteca. Folleto Técnico 12. INIFAP. 2005. 23 p. Disponible en: <http://biblioteca.inifap.gob.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/812/149.pdf?sequence=1>
98. Garzón, A., H.G. Banguero y J.C. Vergara C. 2005. Biología, manejo y control de la hormiga arriera. Gobernación Valle del Cauca. Santiago de Cali. 20 p.
99. Gezahgne, A., M.P.A. Coetzee, B.D. Wingfield, M.J. Wingfield & J. Roux. 2004. Identification of the *Armillaria* root rot pathogen in Ethiopian plantations. For. Path. 34: 133-145. Disponible en: <http://fabiserv.up.ac.za/webresources/pdf/0c1617a43023fb7f31a94bef44d0cbea.pdf>
100. Gómez, E.A. y C.A. Madrigal. 2000. Estudio de insectos, ácaros fitófagos y sus enemigos naturales asociados a especies forestales en el área de influencia del Embalse Porce II. En: XXIX Congreso Sociedad Colombiana de Entomología. Exposición y Resúmenes. Pereira: Socolen.
101. González, D., D.E. Carling, S. Kuninaga, R. Vilgalys y M.A. Cubeta. 2001. Ribosomal DNA systematics of *Ceratobasidium* and *Thanatephorus* with *Rhizoctonia* anamorphs. Mycologia 93 (6): 1138-1150.
102. González, G.E., G. Sánchez M., A. Zhang, J. Lozano G. y F. Carmona S. 2010. Validación de dos compuestos feromonales para el monitoreo de la cochinilla rosada del Hibisco en México / Validation of two pheromonal compounds for monitoring pink Hibiscus mealybug in Mexico. Agrociencia. 46: 65-73.
103. González, H.D. 2002. Estado actual de la taxonomía de *Rhizoctonia solani* Kühn. Revista Mexicana de Fitopatología. 20 (2): 200-205. Disponible en: <http://www.sociedadmexicanadefitopatologia.org/archives/61220211.pdf>
104. Griffiths, M.W. 2001. The biology and ecology of *Hypsipyla* Shoot Borers. En: (Eds.) Floyd, R.B. & C. Hauxwell. 1996. Proceedings of an International Workshop held at Kandy, Sri Lanka 20-23 August 1996. Australian Centre of International Agricultural Research. Canberra, 2001. Pp. 74-80
105. Gupta, V.K., A.K. Misra, R. Gaur, R. Pandey & U.K. Chauhan. 2009. Studies of genetic polymorphism in the isolates of *Fusarium solani*. Australian Journal of Crop Science. 3 (2): 101-106. Disponible en: http://www.cropj.com/Chauhan_3_2_2009.pdf
106. Gutiérrez, A.I., S. Uribe & J.A. Quiroz. 2004. Termitas asociadas a plantaciones de *Eucalyptus* spp. en una reforestadora en Magdalena, Colombia. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología. 72: 54-59. Disponible en: <http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A1904E/A1904E.PDF>
107. Hebard, M. 1924. A revisión of the Genus *Taeniopoda* (Orthoptera, Acrididae, Cyrtacanthacrinae). Transactions of the American Entomological Society. 50 (4): 253-274. Disponible en: <http://www.jstor.org/stable/25077112?seq=1>
108. Hernández, J.R. & J.F. Hennen. 2003. Rust fungi causing galls, witches' brooms, and other abnormal plant growths in northwestern Argentina. Mycologia. 95 (5): 728-755. Disponible en: <http://www.mycologia.org/content/95/4/728.full.pdf>
109. Hernández, R.F. y A. Briceño V. 1998. Factores bióticos y abióticos que favorecen el desarrollo de *Eulepte gastralis* (GN.), en vivero de apamate. Rev. Forest. Venez. 42 (2): 157-166. Disponible en: http://www.saber.ula.ve/bitstream/123456789/24224/1/articulo42_2_8.pdf
110. Hernández, R.F. y A. Briceño V. 1999. Ciclo de vida del gusano esqueletizador *Eulepte gastralis* (GN.) (Lepidoptera: Pyralidae), del apamate (*Tabebuia rosea* Bertol., DC.), Rev. Forest. Venez. 43 (1): 43-52. Disponible en: http://www.saber.ula.ve/bitstream/123456789/24211/1/articulo43_1_5.pdf
111. Hernández, R.F., A. Mora y A. Briceño V. 1999. Evaluación del patrón espacial del daño causado por *Eulepte gastralis* (GN.) en las plantas del apamate (*Tabebuia rosea* Bertol. DC.), en viveros. Rev. Forest. Venez. 43 (1): 53-57. Disponible en: http://www.saber.ula.ve/bitstream/123456789/24210/1/articulo43_1_6.pdf
112. Hernández, V.V.M., Z. Cervantes E., F.J. Villalobos, L.L. García y G. Peña Chora. 2011. Aislamiento de hongos entomopatógenos en el suelo y sobre gallinas ciegas (Coleoptera: Melolonthidae) en agroecosistemas de maíz. Acta Zoológica Mexicana. 27 (3): 591-599. Disponible en: <http://scielo.unam.mx/pdf/azm/v27n3/v27n3a7.pdf>
113. Hidalgo, R.F.O. 2005. Evaluación de la preferencia de *Glycaspis brimblecombei* Moore por diversos hospederos del género *Eucalyptus* L'Herit, en la región metropolitana, Chile. Tesis de Licenciatura. Universidad de Chile. Santiago, Chile. 48 p.
114. Hochmut, R. y M.D. Milan. 1975. Protección contra las plagas forestales en Cuba. Instituto Cubano del Libro, La Habana. 290 p.
115. Huerta, A., J. Jaramillo & J.E. Araya. 2011. Establishment of the red gum psyllid parasitoid *Psyllaephagus bliteus* on *Eucalyptus* in Santiago, Chile. Forest Systems 20 (3): 339-347. DOI: 10.5424/fs/20112003-10170
116. Hurtado, H.A. & I.R. Belinchón. 2008. Primera cita para Europa de *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera: Psyllidae), una nueva plaga del Eucalipto. Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa. 43: 447-449
117. Ide, M.S., C. Muñoz A., M. Beéche C., J. Mondaca E., L. Jaques R., P. González E., & C. Goycoolea P. 2006. Detección y control biológico de *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera: Psyllidae). Subdepartamento Vigilancia y control de plagas forestales y exóticas invasoras. Santiago, Chile. 32 p.
118. Iturrutxa, E., B. Slippers, N. Mesanza & M.J. Wingfield. 2011. First report of *Neofusicoccum parvum* causing canker and die-back of *Eucalyptus* in Spain. Australian Plant Pathology Society. 6: 57-59. DOI: 10.1007/s13314-011-0019-5

119. Izquierdo, L., F.C. Gilli & J.L. Soberano. 1897. Pest Insect in *Eucalyptus* Forest Plantation on Tabasco state, Mexico. XXI-International Congress of Entomology. Forest Entomology.
120. Javaregowda, L.K.N. 2005. Studies on the seasonal incidence, biology and management of teak defoliator, *Hyblaea puera* Cramer (Hyblaeidae: Lepidoptera) in Uttara Kannada district of Karnataka. Tesis doctoral. University of Agricultural Sciences, Dharwad. Dharwad. 165 p.
121. Javaregowda, L.K.N. 2007. Seasonal Incidence of Teak Defoliator, *Hyblaea puera* Cramer (Hyblaeidae: Lepidoptera) in Uttara Kannada District of Karnataka. Karnataka J. Agric. Sci. 20 (1): 153-154. Disponible en: <http://pub.uasd.edu/ojs/index.php/kjas/article/viewFile/48/48>
122. Javaregowda & L. Krishnanaik. 2008. Management of Teak Defoliator, *Hyblaea puera* Cramer in Teak Plantation. Karnataka J. Agric. Sci. 21 (4): 516-518. Disponible en: <http://pub.uasd.edu/ojs/index.php/kjas/article/viewFile/786/750>
123. Juárez, P.J.C., J.A. Honorato S., L. Vázquez S. y J.F.C. Parraguire L. 2013. Patogenicidad de *Chrysoperthe cubensis* en clones de *Eucalyptus grandis* y *E. urophylla* en el sureste de México. Madera y Bosques 19 (1): 17-36
124. Kondoh, M., M. Hirai & M. Shoda. 2000. Co-utilization of *Bacillus subtilis* and Flutolanil un controlling damping-off of tomato caused by *Rhizoctonia solani*. Biotechnology Letters. 22: 1693-1697. Disponible en: <http://link.springer.com/content/pdf/10.1023/A:1005675829479.pdf>
125. Kramer, J.P. 1976. Revision of the neotropical planthoppers of the genus *Bladina* (Homoptera: Fulgoroidea: Nogodinidae). Trans. Amer. Ent. Soc. 102: 1-40. Disponible en: <http://ag.udel.edu/delpha/2615.pdf>
126. Laudonia, S. & A.P. Garonna. 2010. The red gum lerp psyllid, *Glycaspis brimblecombei*, a new exotic pest of *Eucalyptus camaldulensis* in Italy. Bulletin of Insectology 63 (2): 233-236. Disponible en: <http://www.bulletinof-insectology.org/pdfarticles/vol63-2010-233-236laudonia.pdf>
127. Lemus, Y.A., G.M. Rodríguez, R.A. Cuervo, J.A. Durán V., C.L. Zuluaga y G. Rodríguez. 2008. Determinación de la factibilidad del hongo *Metarhizium anisopliae* para ser usado como control biológico de la hormiga arriera (*Atta cephalotes*). Revista Científica Guillermo de Ockham. 6 (1): 91-98. Disponible en: <http://www.redalyc.org/pdf/1053/105312257007.pdf>
128. Lombard, L., X.D. Zhou, P.W. Crous, B.D. Wingfield & M.J. Wingfield. 2010. *Calonectria* species associated with cutting rot of *Eucalyptus*. Persoonia 24: 1-11. DOI: 10.3767/003158510X48656B.
129. López, M.J.D. 2008. Hongos entomopatógenos para el control de la gallina ciega *Phyllophaga* spp. Coleoptera: Melolonthidae en dos zonas del estado de Michoacán. Tesis de Maestría. Facultad de Biología. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. 95 p.
130. Lozano, G.J. & M.P. España L. 2009. Enemigos naturales y control biológico de *Brachystola magna* (Girard) y B. Mexicana (Bruner) (Orthoptera: Acrididae) con *Beauveria bassiana* en Zacatecas, México. Vedralia 13 (2): 91-96. Disponible en: [http://www.controlbiologico.org.mx/vedalia/Vol13\(2\)_2006_2009/v13n2p091-p096.pdf](http://www.controlbiologico.org.mx/vedalia/Vol13(2)_2006_2009/v13n2p091-p096.pdf)
131. Macías, J., 2001. Interacciones químicas entre *Hypsipyla grandella* y sus plantas hospedantes. Manejo Integrado de plagas Costa Rica. 60. Pp. 15-21
132. Macías, J., M. Arguedas, J.C. Zanuncio y L. Hilje. 2003. Plagas forestales neotropicales. Manejo integrado de plagas y agroecología. 11 (69): 94-95. Disponible en <http://web.catie.ac.cr/informacion/RMIP/rev69/94-95.pdf>
133. Mackay, P.W. & E.E. Mackay. 2011. Clave de los géneros de hormigas en México (Hymenoptera: Formicidae). Department of Biological Sciences. 36 p. Disponible en: <http://www.docstoc.com/docs/92827638/CLAVE-DE-LOS-GENEROS-DE-HORMIGAS-EN-MEXICO>
134. Madrigal, C.A. 1986. Inventario de insectos dañinos a la reforestación en los departamentos de Cauca y Valle. Revista Miscelánea No. 6. Sociedad Colombiana de Entomología. Bogotá. Pp. 5-30
135. Madrigal, C.A. 1989. Reconocimiento de insectos dañinos en plantaciones forestales de la Costa Atlántica Colombiana. Revista Miscelánea No. 12. Sociedad Colombiana de Entomología. Bogotá. Pp. 3-24
136. Madrigal, C.A. 1997. Los Fásquidos como plaga potencial de la reforestación en Colombia. XXIV Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología. Memorias. Pereira. Pp. 225-249
137. Madrigal, C.A. 2002. Insectos asociados al árbol urbano en el Valle de Aburrá. Medellín. Marín Vieco. 202 p.
138. Madrigal, C.A. 2003. Insectos Forestales en Colombia: Biología, Hábitos, Ecología y Manejo. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias. Medellín. 848 p.
139. Madrigal, C.A., R.L. Wiesner y M.I.G. Arango. 1985. *Oxydia platyperata* Guenée, *Sabulodes glaucaria* (Snellen) y medidor campanita, tres nuevos defoliadores de importancia forestal en Colombia. Revista Colombiana de Entomología. 11 (1): 16-21
140. Maes, J.M., C.L. Staines, E.G. Riley & R.W. Flowers. Familia Chrysomelidae. Disponible en <http://www.bio-nica.info/Ento/Coleo/chrysomelidae.htm>
141. Maharachchikumbura, S.S.N., L.D. Guo, E. Chukeatirote, A.H. Bahkali & K.D. Hyde. 2011. *Pestalotiopsis* – morphology, phylogeny, biochemistry and diversity. Fungal Diversity. 50: 167-187. DOI: 10.1007/s13225-011-0125-x
142. Mahiba, H.S., V.V. Sudheendrakumar, T.V. Saajev & R.A. Deshmuk. 2012. Biosafety of crude and formulated *Hyblaea puera* (Cramer) (Lepidoptera: Hyblaeidae), Nucleopolyhedrovirus (HpNPV) against silkworm *Bombyx mori* (L.), Indian mynah, *Acridotheres tristis* (Linn.) and cell lines.

- JBiopest. 5 (2): 201-207. Disponible en: http://www.jbiopest.com/users/LW8/efiles/Vol_5_2_201-207-12066.pdf
143. Mamodise, M. H. 2008. Characterization of latent Botryosphaeriaceae on diverse *Eucalyptus* species. Tesis de Maestría. Universidad de Pretoria. Pretoria, South Africa.
144. Manzano, F., A. Carnero, F. Pérez P. y A. González. 1995. *Aleurodicus dispersus* Russell (Homoptera, Aleurodidae) una «mosca blanca» de importancia económica en Canarias, con especial referencia a la isla de Tenerife. Bol. San. Veg. Plagas. 21: 3-9. Disponible en: http://www.magrama.gob.es/ministerio/pags/Biblioteca/Revistas/pdf_plagas%2FBSVP-21-01-003-009.pdf
145. Marek, S.M., K. Hansen, M. Romanish & R.G. Thorn. 2009. Molecular systematics of the cotton root rot pathogen, *Phymatotrichopsis omnivora*. Persoonia. 22: 63-74. DOI: 10.3767/003158509X430930
146. Martínez, V.N., J. Estrada O., F. Góngora R., R. López C., L. Martínez G. y S. Curbelo G. 2010. Bioplaguicida de *Azadirachta indica* A. Juss (Nim) y la poda, una alternativa para el control de *Hypsipyla grandella* Zeller en plantaciones de *Cedrela odorata* L. Revista Chapingo. Serie Ciencias Forestales y del Ambiente. 16 (1): 61-68.
147. Matsumoto, K., K. Mulyadi & R.S.B. Irianto. 1997. A promising method to protect mahogany plantations from attack by the shoot borer, *Hypsipyla robusta* Moore (Lepidoptera: Pyralidae). JIRCAS Journal. 5: 23-9.
148. Misra, R. M. 1993. *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin, a fungal pathogen of *Hypsipyla robusta* Moore (Lepidoptera: Pyralidae). Indian Journal of Forestry. 16: 236-8.
149. Mohali, S.R., B. Slippers & M.J. Wingfield. 2009. Pathogenicity of seven species of the Botryosphaeriaceae on Eucalyptus clones in Venezuela. Australian Plant Pathology. 38: 135-140. Disponible en: <http://link.springer.com/content/pdf/10.1071%2FAP08085.pdf>
150. Mohammadi, H., D. Gramaje, Z. Banihashemi & J. Armengol. 2013. Characterization of *Diplodia seriata* and *Neofusicoccum parvum* associated with grapevine decline in Iran. J. Agr. Sci. Tech. 15: 603-616. Disponible en: <http://jast.journals.modares.ac.ir/?action=articleInfo&article=674>
151. Mohanadas, K. 2000. Management of the Shoot Borer *Hypsipyla robusta* (Lepidoptera: Phycitidae) in Mahogany Plantations, KFRI Research Report No. 184.
152. Molina, G.E., S. H.V. Silva R., S. García M. y G. Ávila G. 2012. First report of black spots on avocado fruit caused by *Neofusicoccum parvum* in Mexico. Plant Disease. 96 (2): 28.
153. Montealegre, J., S. Donoso, R. Herrera & X. Besoain. 2003. Identificación de *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. como agente causal de la podredumbre del pie de tomate. Boletín Micológico. 18: 53-55
154. Moraes, M.C., L.A. Ribeiro L., M. Martins C. & O.H. Hendrik M. 2010. Imaturos de *Sarsina violascens* (Herrich-Schäffer) (Lepidoptera, Noctuidae, Lymantriinae). Revista Brasileira de Entomologia 54 (4): 571-577. Disponible en: <http://www.scielo.br/pdf/rbent/v54n4/a06v54n4.pdf>
155. Morgan, F.D. & F.G. Suratmo. 1976. Host preferences of *Hypsipyla robusta* (Moore) (Lepidoptera: Pyralidae) in West Java. Australian Forestry. 39: 103-12.
156. Morón, M.A. 1986. El género *Phyllophaga* en México. Morfología, distribución y sistemática suptraespecífica. (Insecta: Coleoptera). Instituto de ecología. Mexico, D.F. 341 p.
157. Morón, M.A. y R.A. Terrón. 1988. Entomología práctica. Instituto de Ecología. Mexico, D.F. 504 p.
158. Moser, J.C. 2006. Complete excavation and mapping of a Texas leafcutting ant nest. Annals of the Entomological Society of America. 99 (5): 891-897. DOI: 10.1603/0013-8746(2006)99[891:CEAMOA]2.0.CO;2
159. Nair, K.S.S. 2007. Tropical Forest Insect Pests. Ecology, impact and management. Cambridge University Pests. 424 p. Disponible en: <http://www.lacbiosafety.org/wp-content/uploads/2011/09/tropical-forest-insect-pests-ecology1.pdf>
160. Nájera, R.M.B., M. García M., R.L. Crocker, V. Hernández V. y L. A. Rodríguez del Bosque. 2005. Virulencia de *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*, nativos del occidente de México, contra larvas de tercer estadio de *Phyllophaga crinita* (Coleoptera: Melolonthidae) bajo condiciones de laboratorio. Fitosanidad. 9 (1): 33-36. Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=209116169007>
161. Nakamuta, K., K. Matsumoto & J.R. Kotulai. 2002. Field trapping of the mahogany shoot borer, *Hypsipyla robusta* (Lepidoptera: Pyralidae), with synthetic sex pheromones in Sabah, Malaysia. JIRCAS Journal. (10): 9-12.
162. Neita, M.J.C. y T. Rentería. 1999. Entomofauna asociada a una parcela agroforestal con *Borojoa patinoi* Cuatr., *Cedrela odorata* L., *Apeiba aspera* Aubl. e *Inga spectabilis* Wild en la granja de la Universidad del Chocó, municipio de Lloró-Chocó. Tesis. Ingeniería Agroforestal. 154 p.
163. Nelson, P.E., T.A. Toussoun & W.F.O. Marasas. 1983. *Fusarium* species an Illustrated Manual for Identification. The Pennsylvania State University Park and London. 193 p.
164. Niño, M.S. 2000. Los crisomélidos del bosque mesófilo de la reserva de la biósfera El Cielo, Gómez Farías, Tamaulipas. Universidad Autónoma de Tamaulipas. Facultad de Agronomía. Informe final SNIB- CONABIO proyecto No. L044. 43 p.
165. Ojeda, A.A. 2004. Cómo identificar a la cochinilla rosada (CRH). Ficha técnica CNRPF-04/19. Centro Nacional de Referencia en Parasitología Forestal. México. 4 p.
166. Ojeda, A.A. 2004. La cochinilla rosada. Ficha técnica CNRPF-04/17. Centro Nacional de Referencia en Parasitología Forestal. México. 4 p.
167. Ojeda, A.A., O. Trejo R. 2013. Termitas (Insecta: Isóptera) de la Colección Entomológica de referencia del Laboratorio

- de Análisis y Referencia en Sanidad Forestal, SEMARNAT. En: Memoria XVI Simposio Parasitología Forestal. 26 al 28 de Octubre 2011. Cuernavaca Morelos. Pp. 30.
168. Old, K.M., L.S. See, J.K. Sharma & Z.Q. Yuan. 2000. A Manual of diseases of tropical acacias in Australia, South-East Asia and India. Center for International Forestry Research. Indonesia. 104 p.
169. Oliveros, D.H. 1999. Reconocimiento de insectos y arácnidos asociados a siete especies forestales durante la fase de vivero. Tesis Ingeniería Forestal. Universidad de Nariño. 138 p.
170. Omena, R.P.M., E.C. Guzzo, J.M.S. Ferreira, F.A.C. Mendonça, A.F. Lima, F. Racca-Filho & A.E.G. Santana. 2012. First report on the whitefly, *Aleurodicus pseudugesii* on the coconut palm, *Cocos nucifera* in Brazil. Journal of Insect Science 12 (26): 6 p. Disponible en: insectscience.org/12
171. Ortiz, C.M., R. Alatorre R., L. Ortega A., A. Ortiz C., S. Alvarado C., L.S. Ibarra S. y C. Santillán O. 2011. Hongos entomopatógenos para el control de mosquitas blancas (*Bemisia tabaci* Gennadius, *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring y *Trialeurodes vaporariorum* Westwood). Naturaleza y desarrollo. 9 (2): 5-14. Disponible en: http://www.ciidiroaxaca.ipn.mx/revista/pdf/vol9num2/NatyDes_Vol-9-2-Art1.pdf
172. Paine, T.D. 2006. Invasive Forest Insects, Introduced Forest Trees, and Altered Ecosystems. Ecological Pest Management in Global Forests of a Changing World. Springer. 189 p.
173. Pavlic, G., M.J. Wingfield, T.A. Coutinho & B. Slippers. 2009. Cryptic diversity and distribution of species in the *Neofusicoccum parvum* / *N. ribis* complex as revealed by microsatellite markers. Molecular ecology. Pp: 65-124
174. Percy, D.M., A. Rung & M.S. 2011. Hoddle. An annotated checklist of the psyllids of California (Hemiptera: Psylloidea). Zootaxa 3193: 1-27. Disponible en: <http://www.mapress.com/zootaxa/2012/f/zt03193p027.pdf>
175. Pérez, C.A., N. Altier, S. Simeto, M.J. Wingfield, B. Slippers & R.A. Blanchette. 2008. Botryosphaeriaceae from *Eucalyptus* and Native Myrtaceae in Uruguay. Agrociencia. 12 (2): 19-30. Disponible en: <http://fabiserv.up.ac.za/webresources/pdf/b79b2f75edd02ca0ea7dc658d14a2a20.pdf>
176. Pérez, C.A., M.J. Wingfield, B. Slippers, N.A. Altier & R.A. Blanchette. 2009. *Neofusicoccum eucalyptorum*, a *Eucalyptus* pathogen, on native Myrtaceae in Uruguay. Plant Pathology. 58: 964-979. DOI: 10.1111/j.1365-3059.2009.02116.x
177. Pérez, C.A., M.J. Wingfield, B. Slippers, N.A. Altier & R.A. Blanchette. 2010. Endophytic and canker-associated Botryosphaeriaceae occurring on non-native *Eucalyptus* and native Myrtaceae trees in Uruguay. Fungal Diversity, 41: 53-69.
178. Pérez, V.O.A., M.J. Yáñez M., D. Alvarado R., D. Cibrián T. y S.E. García D. 2005. Hongos asociados a eucalipto, *Eucalyptus grandis* Hill: Maid. Fungi associated to eucalyptus, *Eucalyptus grandis* Hill: Maid. Agrociencia. 39 (3): 313-318
179. Peris, F.F.J., A. Bernués B., E. Pérez L. y R. Jiménez P. 2010. Nuevos datos sobre la distribución en España de *Glycaspis brimblecombei* Moore, 1964 (Hemiptera: Psyllidae), plaga de *Eucalyptus camaldulensis*. Boln. Asoc. Esp. Ent., 33 (3-4): 517-526. Disponible en: <http://www.entomologica.es/cont/public/boletines/887.pdf>
180. Peris, F.F.J., G. Mancusi, G.F. Turrissi & R. Jimenez P. 2011. New corological and biological data of the Red Gum Lerp Psyllid, *Glycaspis brimblecombei* Moore, 1964 in Italy (Hemiptera, Psyllidae). Biodiversity Journal. 2 (1): 13-17
181. Plascencia, G.A., D. Cibrián T., C. Llanderal C., I. López P. y V. Arriola P. 2005. Biología del parasitoide *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae). Revista Chapingo. Serie ciencias forestales y del ambiente. 11 (01): 11-17. Disponible en: http://www.chapingo.mx/revistas/forestales/part/view_pdf.php?file=ead93daeb74588b2b94c44d59b211e1b&ext=pdf
182. Poltronieri, L.S., J.R. Verzignassi & R.L. Benchimol. 2008. *Tectona grandis*, nova hospedeira de *Rhizoctonia solani* no Pará. Summa Phytopathol., Botucatu. 34 (2): 291. DOI: 10.1590/S0100-54052008000300023
183. Posada, O.L. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. Instituto Colombiano Agropecuario. Boletín técnico número 43. 662 p.
184. Quijano, C.J.A. 2011. Ficha técnica Chapulín *Brachystola* spp., *Melanoplus diferencialis*, *Sphenarium purpurascens*. INIFAP.
185. Ramos, S.D.O. y S. Cappello G. 2009. Revisión del género *Ganoderma* (Basidiomycota) para el estado de Tabasco. Kuxulkab. Revista de divulgación. División Académica de Ciencias Biológicas. 16 (29): 69-75. Disponible en: http://www.publicaciones.ujat.mx/publicaciones/kuxulkab/ediciones/29/09_Revision%20del%20genero%20ganoderma.pdf
186. Rao U., S, S.M. Marek, H. Lee, J. Nakashima, Y. Tang, M.K. Sledge, R.A. Dixon and K.S. Mysore. 2009. Global gene expression profiling during *Medicago truncatula*–*Phymatotrichopsis omnivora*, interaction reveals a role for Jasmonic acid, Ethylene and the Flavonoid Pathway in Disease Development. MPMI. 22: 7–17. DOI: 10.1094/MPMI-22-1-0007.
187. Rodas, C.A. y C.A. Madrigal. 1996. *Chrysomima semilutearia* (Felder Rogenhofer) (Lepidoptera: Geometridae) nuevo Defoliador de importancia económica en Colombia. En: Crónica Forestal y del Medio Ambiente. Medellín. Universidad Nacional de Colombia. 11: 7-12
188. Rodas, C.A., B. Slippers, M. Gryzenhout & M.J. Wingfield. 2009. Botryosphaeriaceae associated with *Eucalyptus* canker diseases in Colombia. For. Path., 39: 110-123.
189. Rogers, J.D. & Y. Ming J. 1998. The genus *Kretzschmaria*. Mycotaxon. 68: 345-393.
190. Romero, M. A. M. 2012. Etiología, epidemiología y control del chancro de los *Quercus* causado por *Botryosphaeria* spp.

- Tesis doctoral. Universidad de Córdoba. Córdoba, España. 276 p.
191. Romo, L.J.L., J. García J., D. Cibrián T. Y E. Serrano G. 2007. Análisis Económico del control biológico del psílido del eucalipto en la Ciudad de México. Revista Chapingo. Serie ciencias forestales y del ambiente. 13 (1): 47-52. Disponible en: http://www.chapingo.mx/revistas/forestales/part/view_pdf.php?file=d4f2a56931fa5708216fceed37483635&ext=pdf
 192. Rosales, C.J., O. Lobosque, P. Carvalho, L. Bermúdez & C. Acosta. 2008. *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera:Psyllidae). "Red Gum Lerp". Nueva plaga forestal en Venezuela. Entomotropica 23 (1): 103-104. Disponible en: <http://www.bioline.org.br/pdf?em08005>
 193. Rossaman A.Y. Samuels G.J., Rogerson C.T. and Lowen R. 1999. Genera of Bionectriaceae, Hypocreaceae and Nectriaceae (Hypocreales, Ascomycetes). CBS. Studies in Mycology No 42. 248 p.
 194. Ruiz, V.J. T. Aquino B., M.E. Silva R. y S. Girón P. 2012. Control integrado de la gallina ciega *Phyllophaga vetula* Horn (Coleoptera: Melolonthidae) con agentes entomopatógenos en Oaxaca, México. Revista Científica UDO Agrícola. 12 (3): 609-616. Disponible en: <http://udoagricola.udo.edu.ve/V12N3UDOA/V12N3Ruiz609.pdf>
 195. SAGARPA. 2005. Ficha técnica *Diabrotica balteata* LeConte. Programa de Sanidad Vegetal-SAGARPA-Gto. Disponible en: <http://www.cesaveg.org.mx/new/fichatecnicas/fichatecnicaDiabroticabalteata.pdf>
 196. SAGARPA. 2005. Ficha técnica *Estigmene acrea* (Drury). Programa de Sanidad Vegetal-SAGARPA-Gto. Disponible en: <http://www.cesaveg.org.mx/new/fichatecnicas/fichatecnicaestigmeneacrea.pdf>
 197. Sajeev, T.V. 1999. Spatial dynamics of teak defoliator (*Hyblaea puera* Cramer) outbreaks: patterns and causes. Tesis doctoral. Cochín University of science and technology. 115 p.
 198. Sajeev, T.V., V.V. Sudheendrakumar, S. Mahiba H., C.S. Meera, T.N. Bindu & K.J. Bindu. 2007. Hybcheck-the biopesticide for managing teak defoliator (*Hyblaea puera* Cramer): An announcement. In Proc. of the Regional workshop on Processing and marketing of teak wood products of planted forests, KFRI, Peechi, Kerala, India.
 199. Sakalidis, M.L. 2011. Investigation and analysis of taxonomic irregularities within the Botryosphaeriaceae. Tesis doctoral. Murdoch University, Perth Western Australia.
 200. Sakalidis, M.L., G.E.S Hardy & T.I. Burgess. 2011. Use of the genealogical sorting index (GSI) to delineate species boundaries in the *Neofusicoccum parvum*-*Neofusicoccum ribis* species complex. Molecular Phylogenetics and Evolution. 60(320): 333-344. DOI: 10.1016/j.ympev.2011.04.026
 201. Salas, A.B. 2005. Posibilidades de control de *Nasutitermes corniger* utilizando el hongo entomopatógeno *Metarhizium* sp. Kurú: Revista Forestal (Costa Rica) 2(4). 6p. Disponible en: http://www.tec.cr/sitios/Docencia/forestal/Revista_Kuru/antiores/anterior4/pdf/Articulo%202.pdf
 202. Samaniego, G.J.A. 2007. Research perspectives on *Phymatotrichopsis omnivora* and the disease it causes. Agricultura técnica en México. 33 (3): 309-318. Disponible en: <http://scielo.unam.mx/pdf/agritm/v33n3/v33n3a10.pdf>
 203. Samaniego, G.J.A. 2008. Germinación y sobrevivencia de esclerocios de (*Phymatotrichopsis omnivora*) en respuesta a NaOCl y suelo con glucosa. Agricultura Técnica en México. 34 (4): 375-385. Disponible en: <http://scielo.unam.mx/pdf/agritm/v34n4/v34n4a1.pdf>
 204. Samaniego, G.J.A. 2013. Supervivencia de los esclerocios de *Phymatotrichopsis omnivora* en función del pH in vitro. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas. 4 (3): 337-351.
 205. Samaniego, G.J.A., H.J. Ordóñez M., A. Pedroza S. y C. Cueto W. 2010. Relationship between the drying of the sclerotia of *Phymatotrichopsis omnivora* and its survival. Revista mexicana de micología. 32: 49-58. Disponible en: <http://revistamexicanademycologia.org/wp-content/uploads/2010/08/6.-TR-198-VOL.pdf>
 206. Samaniego, G.J.A., M. Ramírez D., A. Pedroza S. y U. Nava C. 2008. Asociación entre pudrición texana (*Phymatotrichopsis omnivora*) e insectos barrenadores del nogal (*Carya illinoensis*). Agricultura Técnica en México. 34 (1): 21-32. Disponible en: <http://scielo.unam.mx/pdf/agritm/v34n1/v34n1a3.pdf>
 207. Samaniego, G. J. A. y Rivera, G. M. 1992. Factores que afectan la viabilidad de los esclerocios de *Phymatotrichum omnivorum* y su susceptibilidad a *Trichoderma* sp. Rev. Mex. Fitopatol. 10:116-125.
 208. Sambrook, J. & D.W. Russell, 2001. Molecular Cloning. A Laboratory Manual, Third edition. 1:1.32-1.34. Cold Spring Harbour Laboratory Press, New York.
 209. Samuels, G.J., Y. Doi & C.T. Rogerson. 1990. Hypocreales In: Samuels, G.J.(ed.): Contributions toward a mycobiota of Indonesia. Memo. New York Bot. Gard. 59: 108p.
 210. Samuels, G.J. & K. P. Dumont. 1982 The genus *Nectria* (Hypocreaceae) in Panama. Caldasia 13(63): 379 - 423.
 211. Samuels, G.J., A. Nalim & D. Gelser. 2009. The true identity of *Nectria haematococca*. Inoculum. 60 (3): 39. Disponible en: http://www.ars.usda.gov/research/publications/publications.htm?seq_no_115=239193
 212. San Martín, F.E. y P.A. Lavin. 1997. Datos sobre los géneros *Entonaema* y *Ustilina* (Pyrenomycetes, Xylariaceae). Acta botánica Mexicana. 40: 25-35.
 213. Sánchez, B.S., D. Cibrián T., C. Llanderal C. y C. Cervantes M. 2003. Aspectos bionómicos del psílido del eucalipto, *Glycaspis brimblecombei* Moore. (Homóptera: Psyllodea: Sponduliaspididae). Tesis de Maestría en Ciencias. DICIFO, Universidad Autónoma Chapingo. 70 p.
 214. Sánchez, M.G., E. González G. y M.L. Sandoval C. 2004. Control biológico del psílido del eucalipto rojo *Glycaspis*

brimblecombei Moore con la avispa *Psyllaephagus bliteus* Riek. INIFAP. Técnica despegable No. 2.

215. Sánchez, M.G., E. González G. y J. Villa C. 2003. El psílido del eucalipto rojo *Glycaspis brimblecombei* Moore: Guía para su identificación en campo. INIFAP. Jdespegable No. 1.

216. Sánchez, R.F. 2008. Identificación y manejo de plagas y enfermedades detectadas en plantaciones forestales comerciales de teca y cedro en el estado de Campeche. Reporte FOMIXI CONACYT. 54 p.

217. Saunders, J.L., D.T. Coto y A.B.S. King. 1998. Plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 305 p.

218. SENASICA. 2010. Cochinilla rosada. Sanidad Vegetal. Campañas y Programas Fitosanitarios. Serie en internet. Disponible en: <http://www.senasica.gob.mx/?id=4180>

219. Sifuentes, J.A. y W.R. Young. 1961. El gusano peludo *Estigmene acrea* (Drury): Biología, hospederas, enemigos naturales y efectividad de algunos insecticidas para su combate en el Valle del Yaqui. Secretaría de Agricultura y Ganadería. Folleto técnico 43. 16 p.

220. Sinclair, W.A. & H.H. Lyon. 2005. Diseases of Trees and Shrubs. Comstock Pub. As. Cornell University Press. Ithaca, NY. 660 p.

221. Slippers, B., P. Crous, S. Denman, T. Coutinho, B. Wingfield & M. Wingfield. 2004. Combined multiple gene genealogies and phenotypic characters differentiate several species previously identified as *Botryosphaeria dothidea*. Mycologia 96:83-101.

222. Slippers, B., G. Fourie, P. Crous, T. Coutinho, B. Wingfield, A. Carnegie & M. Wingfield. 2004. Speciation and distribution of *Botryosphaeria* spp. on native and introduced *Eucalyptus* trees in Australia and South Africa. Studies in Mycology 50:343-358.

223. Smith, H.G.H., P.W. Crous, M.L. Wingfield, T.A. Coutinho, & B.D. Wingfield. 2001. *Botryosphaeria eucalyptorum* sp. nov., a new species in the *B. dothidea*-complex on *Eucalyptus* in South Africa. Mycologia, 93 (2): 277-285.

224. Smith, H.G.H., J. Kemp & M.J. Wingfield. 1994. Canker and die-back of *Eucalyptus* in South Africa caused by *Botryosphaeria dothidea*. Plant Pathology. 43: 1031-1034

225. Stocks, I.C. & G. Hodges. 2012. The rugose spiraling whitefly, *Aleurodicus rugioperculatus* Martin, a new exotic whitefly in South Florida (Hemiptera: Aleyrodidae). Pest Alert. Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Division of Plant Industry.

226. Su, N.Y. & R.H. Scheffrahn. 1998. *Coptotermes vastator* Light (Isoptera: Rhinotermitidae) in Guam. Proceedings of the Hawaiian Entomological Society. 33: 13-18

227. Suárez, M.J., M. Luna R., G. Mendoza, A. Salinas, M.L. Suárez Q. Y A. Trigos. 2012. Caracterización morfológica y molecular de una cepa silvestre mexicana perteneciente al género *Ganoderma*. Revista Mexicana de Micología. 36: 33-39.

Disponible en: <http://revistamexicanademicologia.org/wp-content/uploads/2012/10/Vol.-36-páginas-33-39.pdf>

228. Suen, G., C. Teiling, L.Li, C. Holt, E. Abouheif, E. Bornberg B., P. Bouffard, E.J. Caldera, E. Cash, A. Cavanaugh, O. Denas, E. Elhaik, M.J. Favé, J. Gadau, J.D. Gibson, D. Graur, K.J. Grubbs, D.E. Hagen, T.T. Harkins, M. Helmkampf, H. Hu, B.R. Johnson, J. Kim, S.E. Marsh, J.A. Moeller, M.C. Muñoz T., M.C. Murphy, M.C. Naughton, S. Nigam, R. Overson, R. Rajakumar, J.T. Reese, J.J. Scott, C.R. Smith, S. Tao, N.D. Tsutsui, L. Viljakainen, L. Wissler, M.D. Yandell, F. Zimmer, J. Taylor, S.C. Slater, S.W. Clifton, W.C. Warren, C.G. Elsik, C.D. Smith, G.M. Weinstock, N.M. Gerardo, C.R. Currie. 2011. The Genome Sequence of the Leaf-Cutter Ant *Atta cephalotes* Reveals Insights into Its Obligate Symbiotic Lifestyle. PLoS Genetics. 7 (2). 11p.

229. Suratmo, F.G. 1977. Infestation of the leading shoots of mahogany (*Swietenia macrophylla* King) by *Hypsipyla robusta* (Moore) in West Java, Indonesia. In Proceedings of the Symposium on Forest Pests and Diseases in Southeast Asia 1976. Bogor, Indonesia: BIOTROP. Pp. 121-32.

230. Taveras, R., L. Hilje & M. Carballo. 2004. Ecology, Behavior and Bionomics: Development of *Hypsipyla grandella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae) in response to constant temperatures. Neotropical entomology 33(1): 1-6.

231. Thomidis, T., T.J. Michailides & E. Exadaktylou. 2011. *Neofusicoccum parvum* associated with fruit rot and shoot blight of peaches in Greece. Eur. J. Plant. Pathol. 131: 661-668. DOI 10.1007/s10658-011-9840-0

232. Todd, W.W., D. Nye A., M. Aloysius A., C. Miller K., J. Lester S. y T. Martínez T. 2007. Inoculación, síntomas, y colonización en árboles de manzano en contenedor por *Phymatotrichopsis omnivora* (Duggar) Hennebert. Agrociencia. 41: 459-468. Disponible en: <http://www.colpos.mx/agrocien/Bimestral/2007/may-jun/art-9.pdf>

233. Tovar, R.A., S.E. García D., D. Cibrián T. y G. Leyva M. 2007. Pudrición texana de la raíz / Texas root rot. Anamorph / Anamorph: *Phymatotrichum omnivorum* (Shear) Duggar. (Moniliales, Moniliaceae). Teleomorfo / Teleomorph: *Trechispora brikmannii* (Bresad.) D. P. Rogers & H. S. Jackson. (Trechisporales, Sistotremataceae). En : Cibrián T., D., D. Alvarado R. y S.E. García D. (Eds.). 2007. Enfermedades Forestales en México/Forest Diseases in Mexico. Universidad Autónoma Chapingo, México; Comisión Nacional Forestal, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, México; Forest Service, United States Department of Agriculture, USA; Canadian Forest Service, Natural Resources, Canada y Comisión Forestal de América del Norte, FAO. Canada, FAO. Pp. 234-237

234. Triplehorn, C.A. & N.F. Johnson. 2005. Borror and delong's introduction to the study of insects. 7th Edition. Thomson. Brooks/Cole. 864 p.

235. Uchima, S.Y. & J.K. Grace. 2003. Characteristics of *Coptotermes vastator* (Isoptera: Rhinotermitidae) Colonies on Oahu, Hawaii. Sociobiology. 41 (2): 281-288

236. Ulloa, M. & R.T. Hanlin. 2000. Illustrated Dictionary of Mycology. The American Phytopathological Society. St Paul, Minnesota. 448 p.
237. Uppalapati, S.R., S.M. Marek, H.K. Lee, J. Nakashima, Y. Tang, M.K. Sledge, R.A. Dixon & K.S. Mysore. 2009. Global Gene Expression Profiling During *Medicago truncatula*–*Phymatotrichopsis omnivora* Interaction Reveals a Role for Jasmonic Acid, Ethylene, and the Flavonoid Pathway in Disease Development. The American Phytopathological Society. 22 (1): 7-17. DOI: 10.1094/MPMI-22-1-0007
238. Valderrama, E.I., C. Giraldo, J. Montoya L., I. Armbrrecht & Z. Calle. 2006. Guía para el establecimiento y manejo de colonias artificiales de hormiga arriera *Atta cephalotes* (Hymenoptera: Myrmicinae). Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle. 7 (2): 9-16.
239. Valdés, M., J. Córdova, R. Valenzuela y A.M. Fierros. 2004. Incremento del fitopatógeno *Armillaria mellea* (Vahl.: Fr.) Karsten en bosque de pino-encino, en relación al grado de disturbio por tratamiento silvícola. Revista Chapingo. Serie de Ciencias Forestales y del Ambiente. 10 (2): 99-103. Disponible en: http://www.chapingo.mx/revistas/forestales/part/view_pdf.php?file=rchscfaX417.pdf
240. Valenzuela, G.R. y D. Cibrián T. 2007. Pudrición de cuello de raíz por Ganoderma / Butt rot by Ganoderma. *Ganoderma* P. Karst. (Polyporales, Ganodermataceae). En : Cibrián T., D., D. Alvarado R. y S.E. García D. (Eds.). 2007. Enfermedades Forestales en México/Forest Diseases in Mexico. Universidad Autónoma Chapingo, México; Comisión Nacional Forestal, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, México; Forest Service, United States Department of Agriculture, USA; Canadian Forest Service, Natural Resources, Canada y Comisión Forestal de América del Norte, FAO. Canada, FAO. Pp. 220-227.
241. Velasteguí, T.F., R.C. Gutiérrez y F.C. Guerrero. 2010. Plagas y enfermedades en plantaciones de Teca (*Tectona grandis* L.F.) en la zona de Balzar, provincia del Guayas. Ciencia y tecnología. 3 (1): 15-22. Disponible en: http://www.uteq.edu.ec/revista_cyt/archivos/2010/v3_01/articulo_3.pdf
242. Watson, W.T., D.N. Appel, M.A. Arnold, C.M. Kenerley, J.L. Starr y T. Martínez-Trinidad. 2007. Inoculación, síntomas, y colonización en árboles de manzano en contenedor por *Phymatotrichopsis omnivora* (Duggar) Hennebert. Agrociencia 41: 459-468.
243. Wiesner, R.L. y C.A. Madrigal. 1983. Principales plagas del Ciprés, *Pinus patula* y Eucalipto en Colombia. En: Primer Seminario Internacional sobre Manejo de Plagas Forestales. SOCOLEN-FUNDEF. Medellín. Pp. 1-33
244. Wilcken, C.F., C.G. Retano & L.C. Forti. 2002. Termite pests in *Eucalyptus* forests of Brazil. Sociobiology. 40 (1): 179-190. Disponible en: <http://www.csuchico.edu/biol/Sociobiology/volume/sociobiologyv40n12002.html#14>
245. Wingfield, M.J. 2004. Speciation and distribution of *Botryosphaeria* spp. on native and introduced *Eucalyptus* trees in Australia and South Africa. Studies in Mycology, 50: 343-358.
246. Wingfield, M.J. & D.J. Robison. 2004. Diseases and insect pests of *Gmelina arborea*: real threats and real opportunities. New Forest. 28: 227-243. Disponible en: <http://link.springer.com/content/pdf/10.1023%2FB%3ANEFO.0000040950.01256.ed.pdf>
247. Wingfield, M.J. & J. Roux. 2011. Tree farmers guidelines for farmer growers, Part 13, Forest diseases. Sappi Forests. Pp 80-98.
248. Wylie, F.R. & M.R. Speight. 2012. Insect Pests in Tropical Forestry. 2nd edition. CABI. 408 p. Disponible en: http://books.google.com.mx/books?id=U9V1BoQJShUC&printsec=frontcover&hl=es&source=gbs_ge_summary_r&cad=0#v=onepage&q&f=false
249. Yamazaki, S., A. Taketani, K. Fujita, C.P. Vasques & T. Ikeda. 1990. Ecology of *Hypsipyla grandella* and its seasonal changes in population density in Peruvian Amazon forest. Japan Agricultural Research Quarterly. 24: 149–55.
250. Yang, G. & C. Li. 2012. General description of *Rhizoctonia* species complex. Plant Pathology, Dr. C.J. Cumagun. Pp. 41-52. DOI: 10.5772/39026
251. Zaché, B., C.F. Wilcken, R.R.C. Zaché, E.P. Soliman y L. San Román. 2010. *Trichospilus diatraeae* Cherian & Margabandhu, 1942 (Hymenoptera: Eulophidae), un nuevo parasitoide de *Hypsipyla grandella* (Zeller, 1848) (Lepidoptera: Pyralidae). IDESIA (Chile). 28 (3): 111-114. DOI: 10.4067/S0718-34292010000300014.
252. Zanetti, R. Manejo de lagartas desfolhadoras. Manejo Integrado de plagas forestales. Notas de Aula ENT 115. 10 p.
253. Zanuncio, J.C. 1993. Manual de Pragas em Florestas. Volomen 1. Lepidoptera desfolhadores de eucalipto: biología, ecología e controle. IPEF/SIF. 140 P.
254. Zanuncio, J.C., G. Santos, T.V. Zanuncio y A. Laranjeiro. 1998. Lepidópteros, capturados en trampas luminosas, asociados a plantaciones de eucalipto en las regiones de Aracruz y San Mateus, Espírito Santo, Brasil. Bosque 19 (2): 63-70. Disponible en: <http://mingaonline.uach.cl/pdf/bosque/v19n2/art07.pdf>
255. Zanuncio, J.C., T.V. Zanuncio, E.T. Lopes & F.S. Ramalho. 2000. Temporal variations of Lepidoptera collected in an *Eucalyptus* plantation in the State of Goiás, Brazil. Netherlands Journal of Zoology. 50 (4): 435-443. DOI: 10.1163/156854200506071

Índice de especies

A			
<i>Abies</i>	78	<i>Antiteuchus tripterus</i>	205
<i>Acacia</i>	78, 104, 106, 158	<i>Aonidiella orientalis</i>	198
<i>Acacia mangium</i>	28, 78, 184	<i>Apate monachus</i>	198, 202, 204, 205
<i>Acacia melanoxylon</i>	184	<i>Aphis gossypii</i>	204
<i>Acalyma</i>	108	<i>Aphis spiraeicola</i>	188
<i>Acanthoclina</i>	199	<i>Archegozetes</i>	203
<i>Acheta assimilis</i>	185, 198	<i>Armillaria</i>	9, 180
<i>Achylodes bursirus</i>	185	<i>Armillaria mellea</i>	22
<i>Acmaeodera.</i>	184	<i>Armillaria ostoyae</i>	22
<i>Acremonium</i>	68,	<i>Armillaria tabescens</i>	6, 22
<i>Acrocercops</i>	193	<i>Arsenura armida</i>	185
<i>Acromyrmex</i>	132, 193	<i>Asphaera</i>	186, 197
<i>Acromyrmex octospinosus</i>	132	<i>Aspidiotus</i>	198
<i>Adelognatha</i>	197, 199	<i>Aspidiotus destructor</i>	205
<i>Adesmus</i>	197	<i>Astaena</i>	197
<i>Aepytus</i>	6, 7, 10, 164, 185, 190, 193	<i>Asterolecanium pustulans</i>	198
<i>Aethalion reticulatum</i>	190	<i>Athelia rolfsii</i>	52
<i>Aethalion</i>	188	<i>Atta</i>	8, 132, 134, 185, 193, 194, 196, 198, 200, 203
<i>Agrotis ipsilon</i>	199	<i>Atta cephalotes</i>	6, 7, 8, 9, 10, 11, 132, 134, 136, 184, 188, 190, 193, 200
<i>Agrotis</i>	185, 188, 198	<i>Atta colombica</i>	186, 193, 197, 204
<i>Alchisme</i>	199	<i>Atta laevigata</i>	190
<i>Aleurodiscus dispersus</i>	6, 88, 193, 205	<i>Atta mexicana</i>	6, 7, 8, 9, 10, 132, 136
<i>Aleurotrachelus</i>	193	<i>Atta texana</i>	8, 132, 136
<i>Alkindus atratus</i>	188	<i>Attamyces bromatificus</i>	134
<i>Alloesia chlorophana</i>	199	<i>Aulacaspis tubercularis</i>	184
<i>Amblycerus</i>	188	<i>Autolyca flava limbata</i>	200
<i>Amphicerus cornutus</i>	188, 203	<i>Automeris</i>	190, 192, 193, 200, 203, 204
<i>Amphilophium paniculatum</i>	70	<i>Automeris junonia</i>	203
<i>Anagyrus kamali</i>	100	<i>Automeris zozine</i>	188
<i>Anasa</i>	197	<i>Avicennia</i>	120
<i>Anastrepha distincta</i>	193	<i>Azadirachta indica</i>	98, 144
<i>Anchonus</i>	199	<i>Azospirilum</i>	14
<i>Anomala</i>	178, 180, 190	<i>Azotobacter</i>	14
<i>Anomala pyropyga</i>	188, 190, 199	<i>Azteca</i>	193
<i>Anomis illita</i>	185	<i>Azteca longiceps</i>	188
<i>Antiteuchus pallescens</i>	192		

B			
<i>Bacillus</i>	14	<i>Ceraspis</i>	200
<i>Bacillus thuringiensis</i>	118, 122, 124, 128, 130	<i>Cercospora</i>	64
<i>Bambusa guadua</i>	185	<i>Ceresa</i>	190, 192, 197, 200
<i>Bassania schreiteri</i>	184, 200	<i>Ceroplastes</i>	187, 200
<i>Beauveria bassiana</i>	128, 143, 150, 170	<i>Cerotoma</i>	108
<i>Bladina</i>	6	<i>Ceroys quadrispinosus</i>	200
<i>Bladina fowleri</i>	102	<i>Chalcolepidius fabricii</i>	194
<i>Blepharida</i>	186	<i>Chalcolepidius jansoni</i>	194
<i>Blepharocalyx salicifolius</i>	38	<i>Chalcolepidius villei</i>	194
<i>Bolbonota</i>	197	<i>Chalcophana</i>	184, 188, 190, 200
<i>Bombacopsis quinata</i>	28, 164, 185, 186	<i>Chelymorpha</i>	186
<i>Botryodiplodia</i>	32	<i>Chibchacris</i>	190
<i>Botryosphaeria</i>	32, 146, 158	<i>Chlorida festiva</i>	197
<i>Botryosphaeria dothidea</i>	8, 32, 36	<i>Chlorocoris complanatus</i>	191
<i>Botryosphaeria eucalyptorum</i>	8, 38, 40	<i>Chrysobothris</i>	9, 42
<i>Botryosphaeria parva</i>	38	<i>Chrysobothris peninsularis</i>	158
<i>Botryosphaeria rhodina</i>	6, 7, 8, 9, 32, 36	<i>Chrysobothris yucatanensis</i>	158
<i>Brachymeria lasus</i>	120	<i>Chrysomima semilutearia</i>	200
<i>Brachystola</i>	7, 8, 104	<i>Chrysomphalus aonidum</i>	184, 187, 206
<i>Brachystola magna</i>	107	<i>Chrysoportha</i>	170
<i>Brachystola mexicana</i>	107	<i>Chrysoportha cubensis</i>	8, 46, 48
C		<i>Cicadellidae</i>	8, 9, 10, 86
<i>Calonectria</i>	60	<i>Cinara</i>	198
<i>Camellia sinensis</i>	16	<i>Citrus</i>	52
<i>Cameraria</i>	188	<i>Cladosporium</i>	64, 68
<i>Camponotus</i>	197	<i>Clastoptera</i>	191
<i>Campoplex frustranae</i>	156	<i>Clostridium</i>	14
<i>Cargolia</i>	200	<i>Clothoda aequicercata</i>	187
<i>Cargolia arana</i>	190, 200	<i>Coccinellidae</i>	68
<i>Carpolonchea pendula</i>	193	<i>Cocconotus</i>	200
<i>Carsidara</i>	187	<i>Coccus</i>	205
<i>Casuarina</i>	78	<i>Coccus hesperidum</i>	199
<i>Catolethrus fallas</i>	194	<i>Coccus viridis</i>	188
<i>Catolethrus longulus</i>	194	<i>Coelosternus</i>	188
<i>Cedrela humilis</i>	158	<i>Colaspis</i>	108
<i>Cedrela odorata</i>	5, 12, 22, 24, 42, 60, 66, 84, 144, 158, 160, 176, 182, 186, 187	<i>Collas</i>	197
<i>Cedrela tonduzii</i>	144	<i>Colletoglyphus</i>	64
<i>Ceiba pentandra</i>	98, 187	<i>Colposternus</i>	194
<i>Centrinaspis lineelus</i>	196	<i>Compsus</i>	184, 188, 200, 203
		<i>Coniella fragaria</i>	8, 62
		<i>Conotrachelus</i>	198

<i>Coptocycla</i>	188	<i>Eccritotarsus</i>	186
<i>Coptotermes crassus</i>	6, 7, 8, 9, 170	<i>Echtmorpha agrestoria</i>	120
<i>Coptotermes vastator</i>	9, 172	<i>notulatoria</i>	
<i>Cordia alliodora</i>	188, 189, 190	<i>Ectatomma ruidium</i>	194, 197
<i>Corthylus</i>	194	<i>Edessa leucogramma</i>	203
<i>Corynebacterium</i>	78	<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	185
<i>humiferum</i>		<i>Empoasca</i>	194
<i>Corythucha gossypii</i>	187	<i>Encarsia haitiensis</i>	88
<i>Crematogaster</i>	194	<i>Enchenopa</i>	191
<i>Crematogaster</i>	188	<i>Enchophyllum dubium</i>	194
<i>montezumia</i>		<i>Enterolobium</i>	11, 26, 190
<i>Cryptolaemus</i>	100	<i>cyclocarpum</i>	
<i>montrouzeri</i>		<i>Entomophthora aulicae</i>	118
<i>Cryptobia musae</i>	194	<i>Eriborus gardneri</i>	120
<i>Cryptocephalus</i>	188	<i>Eriococcus</i>	194
<i>Cryptotermes brevis</i>	194, 203	<i>Eriophyes</i>	203
<i>Ctenarytaina eucalypti</i>	8, 96, 192	<i>Erwinia cloacae</i>	78
<i>Curvularia pallescens</i>	74, 76	<i>Erythrogonia</i>	189
<i>Cyclocephala</i>	178, 191, 200	<i>quadriplagiata</i>	
<i>Cyclocephala ruficollis</i>	204	<i>Estigmene acrea</i>	7, 8, 116
<i>Cylindrocladium</i>	8, 60	<i>Eucalyptus</i>	5, 36, 40, 80, 86, 96, 104, 106, 118
<i>Cylindrocladium</i>	8, 60	<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	12, 46, 56, 64, 80, 92, 116, 162, 168
<i>scoparium</i>		<i>Eucalyptus cinnerea</i>	96
<i>Cyphonia clavata</i>	197	<i>Eucalyptus citriodora</i>	46, 114
D		<i>Eucalyptus deglupta</i>	46
<i>Datana</i>	200	<i>Eucalyptus globulus</i>	7, 38, 40, 41, 96, 107, 192
<i>Deloyala guttata</i>	108	<i>Eucalyptus grandis</i>	7, 34, 36, 38, 44, 46, 48, 52, 62, 64, 72, 110, 114, 116, 126, 170, 182, 190, 191
<i>Derobrachus</i>	186	<i>Eucalyptus macrocarpa</i>	92
<i>Desmiphora</i>	188	<i>Eucalyptus maculata</i>	46
<i>Desmiphora horticollis</i>	188	<i>Eucalyptus nitens</i>	7, 38, 40, 41, 78
<i>Diabrotica</i>	108, 185, 186, 197, 203	<i>Eucalyptus pellita</i>	126, 170
<i>Diabrotica balteata</i>	108	<i>Eucalyptus propinqua</i>	46
<i>Diaphorte cubensis</i>	46	<i>Eucalyptus rudis</i>	92
<i>Dicentria violans</i>	194	<i>Eucalyptus saligna</i>	46
<i>Dictyla monotropidia</i>	188	<i>Eucalyptus tereticornis</i>	46, 56, 64, 80, 86, 92
<i>Dikraneura</i>	203	<i>Eucalyptus torrelliana</i>	46, 168
<i>Dinoderus minutus</i>	185, 194	<i>Eucalyptus urograndis</i>	50
<i>Diorina arcus</i>	206	<i>Eucalyptus urophylla</i>	7, 34, 36, 44, 46, 50, 52, 56, 60, 62, 72, 110, 114, 116, 126, 168, 170, 176, 182, 192
<i>Diplodia</i>	32,		
<i>Dirphia somniculosa</i>	200		
<i>Dysmicoccus</i>	194, 206		
E			
<i>Eacles imperiales</i>	186, 191, 193		
<i>Eburodacrys</i>	194		

<i>Eucercon</i>	197	<i>Heliothrips</i>	191, 200
<i>Euchroma goliath</i>	187	<i>haemorrhoidalis</i>	
<i>Euglyphis</i>	192	<i>Hemeroplanes parce</i>	203
<i>Eulachnus rileyi</i>	200	<i>Hemiceras cadmia</i>	194
<i>Eulaema tropica</i>	200	<i>Hemiceras valva</i>	194
<i>Eulepte gastralis</i>	10, 130, 203, 202	<i>Heteronemia striatus</i>	200
<i>Eurypedus nigrosignata</i>	204	<i>Heteropsylla</i>	196
<i>Euryscopa cyngulata</i>	185, 188	<i>Heterotermes</i>	9
<i>Eusarca</i>	200	<i>Heterotermes cardini</i>	8, 168, 172
<i>Exophtalmus</i>	198, 202	<i>Heterotermes convexinotatus</i>	7, 168, 172
<i>Exophtalmus jekelianus</i>	189	<i>Heterotermes orthognathus</i>	172
<i>Exorista larvarum</i>	118	<i>Heterotermes tenuis</i>	172
F		<i>Hevea brasiliensis</i>	16, 52, 98, 176
<i>Falconia</i>	194	<i>Hexachaeta</i>	197
<i>Fraxinus udhei</i>	162, 164	<i>Hippopsis</i>	194
<i>Fusarium solani</i>	6, 7, 28	<i>Hirsutella</i>	120
<i>Fusicoccum</i>	32	<i>Horciacisca</i>	187
<i>Fusicoccum aesculi</i>	36	<i>Horciacisca signatus</i>	191, 192
G		<i>Hyblaea puera</i>	6, 120, 122, 124
<i>Galerucella</i>	189	<i>Hylesia</i>	198
<i>Ganoderma</i>	9, 11, 24	<i>Hypothenemus</i>	203, 205
<i>Ganoderma lucidum</i>	162	<i>Hypsipyla</i>	146, 148, 150, 152
<i>Gastrothrips</i>	203, 204	<i>Hypsipyla grandella</i>	9, 90, 144, 150, 187, 203
<i>Glena bisulca</i>	199, 200	<i>Hypsipyla robusta</i>	150
<i>Gliricidia</i>	114	I	
<i>Glycaspis brimblecombei</i>	8, 92, 94	<i>Incisitermes</i>	194
<i>Gmelina</i>	106	<i>Inga</i>	193, 194, 195, 196
<i>Gmelina arborea</i>	5, 12, 58, 86, 104, 114, 116, 164, 168, 170, 174, 176, 193	<i>Iridopsis</i>	203
<i>Gnathamitermes</i>	7, 174	<i>Iridopsis litharia</i>	200
<i>Gonioterma</i>	185	<i>Ischnaspis longirostris</i>	184
<i>Gryllus assimilis</i>	191, 194	<i>Ischnocodia annulus</i>	189, 197
<i>Guaiacum officinale</i>	162	<i>Itambe</i>	185
<i>Gymnetis pantherina</i>	185	K	
<i>Gymnocarcelia languida</i>	118	<i>Khaya senegalensis</i>	11, 12, 52
<i>Gynaikothrips ficorum</i>	197	<i>Klebsiella oxytoca</i>	78
H		<i>Kretzschmaria deusta</i>	16, 18
<i>Haematonectria haematococca</i>	6, 7, 28, 32, 34	<i>Kretzschmaria zonata</i>	6, 16, 32, 180
<i>Halisidota</i>	185, 191, 192, 203	L	
<i>Heikertingerella</i>	194	<i>Lagocheirus</i>	197
<i>Heilipus</i>	191,	<i>Lagochirus araneiformis</i>	189, 204
		<i>Lasiodiplodia</i>	32

<i>Lasiodiplodia theobromae</i>	32	<i>Melanis iarbas</i>	195
<i>Laspeyresia</i>	198	<i>Melanolophia commotaria</i>	184, 201
<i>Lema</i>	108	<i>Melia azedarach</i>	144, 162, 198,
<i>Lepidomys</i>	203	<i>Meloidogyne</i>	11
<i>Lepidosaphes beckii</i>	184	<i>Meloidogyne incognita</i>	26,
<i>Leptoglossus</i>	199	<i>Membracis</i>	191, 206
<i>Lepturges</i>	199	<i>Membracis fasciata</i>	206
<i>Lestrimelitta</i>	187	<i>Membracis foliata</i>	206
<i>Leucaena</i>	104, 106	<i>Membracis mexicana</i>	191, 206
<i>Leucaena leucocephala</i>	98, 104, 196	<i>Merobruchus</i>	187
<i>Leucocoprinus gongylophora</i>	136	<i>Mesoscia eriophora</i>	201
<i>Libethra</i>	189, 200	<i>Metachroma</i>	8, 108, 110
<i>Libethra spinicollis</i>	200	<i>Metachroma inconstans</i>	108, 110
<i>Libethra strigirentis</i>	200	<i>Metachroma ustum</i>	112
<i>Libethroidea inusitata</i>	201	<i>Metachroma variabile</i>	112
<i>Lichnoptera gulo</i>	191, 192, 201	<i>Metarhizium anisopliae</i>	106, 143, 180
<i>Liposcelis bostrychophilus</i>	201	<i>Metcalfiella monograma</i>	201
<i>Litosermyle</i>	201	<i>Metcalfiella vicina</i>	189
<i>Lonchea</i>	194	<i>Methanobacter arbophilicum</i>	78
<i>Lusura altrix</i>	194	<i>Metoposoma funebre</i>	195
<i>Lyctus brunneus</i>	194	<i>Micrapate</i>	189
<i>Lyctus simplex</i>	194	<i>Microtecnochira fraterna</i>	189
M		<i>Microtecnochira infantula</i>	197
<i>Maclura tintorea</i>	197, 198	<i>Mimallo amilia</i>	189, 191, 192
<i>Maconellicoccus hirsutus</i>	6, 98	<i>Mocis latipes</i>	189, 190
<i>Macroductylus nigrocyaneus</i>	201	<i>Monalonion</i>	195
<i>Macrostylus</i>	201	<i>Monalonion columbiensis</i>	195
<i>Madoryx oielus</i>	204	<i>Monarthrum</i>	195
<i>Manataria maculata</i>	185	<i>Mycosphaerella</i>	64
<i>Mangifera indica</i>	168	<i>Myelobia</i>	185
<i>Marpesia chiron</i>	197	<i>Myrceugenia glaucescens</i>	38
<i>Mastigimas</i>	9, 90	<i>Myrrhinium atropurpureum</i>	38
<i>Mastigimas schwarsi</i>	187	<i>Myzus persicae</i>	205
<i>Megalopyge lanata</i>	201, 206	N	
<i>Megalopyge ornata</i>	206	<i>Nasutitermes</i>	7, 10, 195, 168
<i>Megalopyge orsilochus</i>	205, 206	<i>Nasutitermes corniger</i>	9, 168, 176
<i>Megalostomis anacoreta</i>	189, 204	<i>Nasutitermes nigriceps</i>	168, 176
<i>Megascelis</i>	195	<i>Naupactus</i>	184, 185, 191, 192, 201
<i>Megistops</i>	204	<i>Neoclytus cacicos</i>	6, 9, 94, 162, 195

<i>Neofusicoccum eucalyptorum</i>	8, 32, 38, 41	<i>Peridrote</i>	187
<i>Neofusicoccum parvum</i>	8, 32, 38, 40	<i>Pero buckleyi</i>	201
<i>Neoptychodes trilineatus</i>	197	<i>Pestalosphoria</i>	56
<i>Neosilba glaberrima</i>	195	<i>Pestalotiopsis</i>	8, 56
<i>Neotermes castaneum</i>	205	<i>Pestalotiopsis clavispora</i>	56
<i>Nephaspis oculatus</i>	88	<i>Pestalotiopsis funerea</i>	56
<i>Neuromelia ablinearia</i>	201	<i>Phaeoseptoria epicoccoides</i>	8, 64
<i>Nodonota</i>	108, 184, 189, 191, 201	<i>Phibalosoma phyllium</i>	202
<i>Nomophila noctuella</i>	192	<i>Phobetron hipparchia</i>	186, 191, 192, 204, 206
<i>Nosema locustae</i>	107	<i>Phoeborus</i>	195
O		<i>Phomopsis</i>	6, 8, 9, 10, 28, 42
<i>Oiketicus kirbyi</i>	186, 187, 189, 191, 192, 201, 204, 205, 206	<i>Phyllachora</i>	9, 66
<i>Oiketicus orizavae</i>	206	<i>Phyllocnistis meliacella</i>	187, 203
<i>Olivea tectonae</i>	6, 68	<i>Phyllophaga</i>	7, 10, 11, 178, 180, 184, 186, 193, 205
<i>Olygonychus</i>	182	<i>Phymatotrichopsis omnivora</i>	6, 7, 9, 12
<i>Omophoita</i>	110, 186, 187, 189	<i>Phytophthora</i>	30
<i>Oncideres punctata</i>	196	<i>Pinnaspis</i>	184
<i>Oncideres tessellata</i>	204	<i>Pinnaspis minor</i>	189, 198
<i>Oncometopia</i>	186, 189, 196, 205	<i>Pinus caribaea</i>	11, 154, 198, 199
<i>Oncometopia clarios</i>	193	<i>Pinus elliotii</i>	11, 154, 199
<i>Oncometopia obtusa</i>	201	<i>Pinus oocarpa</i>	154, 172
<i>Oncometopia paralella</i>	189, 191, 201	<i>Pinus patula</i>	199, 200, 201, 202
<i>Oxydia</i>	201	<i>Plagiohammus spinipennis</i>	205
<i>Oxydia geminata</i>	201	<i>Planudes cortex</i>	202
<i>Oxydia olivata</i>	201	<i>Platypus</i>	184, 186, 195, 202
<i>Oxydia platypterata</i>	201	<i>Platypus parallelus</i>	195
<i>Oxydia trychiata</i>	201	<i>Pochonia chlamydosporia</i>	26
<i>Oxydia vesulia</i>	192	<i>Podischnus agenor</i>	185
P		<i>Poekilloptera phalaenoides</i>	190, 195
<i>Pachybrachis</i>	189, 205	<i>Pomachilus</i>	202
<i>Pachylia ficus</i>	197	<i>Populus</i>	78
<i>Palorexix solennis</i>	120	<i>Premma</i>	120
<i>Pandeleiteius</i>	191, 201	<i>Proarna</i>	187, 195
<i>Pantoea</i>	72	<i>Promecops</i>	202
<i>Pantoea agglomerans</i>	78	<i>Prosarthria</i>	189
<i>Pantomorus albicans</i>	7, 8, 114	<i>Prosarthria teretirostris</i>	204
<i>Paramallocera cribipennis</i>	201	<i>Prosopis</i>	78
<i>Paratrechina fulva</i>	195		
<i>Pelidnota prasina</i>	186		

<i>Prospodium</i>	10, 70, 71	<i>Sarsina</i>	126
<i>Prospodium perornatum</i>	70	<i>Sarsina violascens</i>	7, 8, 126
<i>Protaleura tabebuiae</i>	204	<i>Schistocerca</i>	193
<i>Pseudaulacaspis pentagona</i>	206	<i>Sclerotium</i>	11
<i>Pseudatteria</i>	202	<i>Sclerotium rolfsii</i>	52
<i>Pseudococcus citri</i>	195	<i>Schistocerca piceifrons piceifrons</i>	6, 7, 8, 104, 106
<i>Pseudococcus nipae</i>	189, 206	<i>Selenaspidus articulatus</i>	184, 187, 195, 198, 203, 206
<i>Pseudoercospora ranjita</i>	7, 58	<i>Selenothrips rubrocinctus</i>	192
<i>Pseudomonas</i>	72	<i>Semiotus afinis</i>	195
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	78	<i>Semiotus imperialis</i>	195
<i>Pseudomyrma sericea</i>	189	<i>Septoria</i>	64
<i>Pseudopentarthrum</i>	195	<i>Sesvania</i>	106
<i>Pseudophasma</i>	202	<i>Sesvania serban</i>	168
<i>Psiloptera</i>	189, 191, 192	<i>Sibine</i>	205
<i>Psylla</i>	186	<i>Sibine nesea</i>	192, 206
<i>Psylla inga</i>	195	<i>Silba</i>	195
<i>Psyllaephagus bliteus</i>	94	<i>Smodicum</i>	195
<i>Psyllaephagus pilosus</i>	96	<i>Sphaeropsis</i>	32,
<i>Ptinus ocellus</i>	195	<i>Spodoptera</i>	189, 191, 205
<i>Pulvinaria psidii</i>	205	<i>Spodoptera frugiperda</i>	184, 202
R		<i>Spodoptera ornithogalli</i>	186, 202
<i>Rabdota lebra</i>	204	<i>Spondias mombin</i>	98
<i>Ralstonia</i>	72	<i>Stator generalis</i>	190
<i>Ralstonia solanacearum</i>	6, 8, 74, 76	<i>Stator</i>	187
<i>Retinodiplosis</i>	199	<i>Steirastoma histrionicum</i>	186, 189, 204
<i>Rhabdopterus</i>	189, 197	<i>Stenodema guatemalana</i>	202
<i>Rhizoctonia solani</i>	6, 52, 54	<i>Stictopictus</i>	120
<i>Rhizophora</i>	120	<i>Stigmia</i>	64
<i>Rhodobacter</i>	14	<i>Stilpnochloa quadrata</i>	191, 202
<i>Rhyacionia cibriani</i>	156	<i>Strabala</i>	187
<i>Rhyacionia frustrana</i>	11, 154	<i>Struthanthus</i>	6, 9, 10, 84
<i>Rhynchophorus palmarum</i>	185	<i>Struthanthus cassythoides</i>	84
<i>Ripipterix forceps</i>	202	<i>Struthanthus deppeanus</i>	84
<i>Rynchantera mexicana</i>	48, 50	<i>Struthanthus orbicularis</i>	84
S		<i>Struthanthus quercicola</i>	84
<i>Sabulodes</i>	202	<i>Stryphnodendron microstachyum</i>	28
<i>Sabulodes caberata</i>	191, 192	<i>Swietenia humilis</i>	90, 144
<i>Sabulodes glaucalaria</i>	192, 202	<i>Swietenia macrophylla</i>	5, 12, 66, 72, 90, 144, 202, 203
<i>Saissetia hemisphaerica</i>	189, 198	<i>Sympiesis hyblaeae</i>	120
<i>Saissetia oleae</i>	187, 189, 206		
<i>Samanea saman</i>	98		

<i>Syntechna</i>	202	<i>Trichogramma</i>	150, 152, 156
<i>Syrphidae</i>	68	<i>Trigona</i>	184, 190, 191, 199
<i>Systema</i>	189	<i>Trigona fuscipennis</i>	184
T		<i>Trigonogenius globulus</i>	196
<i>Tabebuia</i>	5, 10, 26, 84, 86	<i>Tropidaspis carinata</i>	196
<i>Tabebuia chrysantha</i>	70	<i>Trypanea</i>	196
<i>Tabebuia donell-smithii</i>	26, 70, 130	<i>Typophorus</i>	186, 202
<i>Tabebuia palmeri</i>	70	U	
<i>Tabebuia pentaphylla</i>	70, 120	<i>Ulmus</i>	78
<i>Tabebuia rosea</i>	26, 52, 108, 110, 130, 164, 182, 203, 204	<i>Umbonia crassicornis</i>	190, 196
<i>Taeniotes</i>	197	<i>Umbonia spinosa</i>	196
<i>Taenipoda</i>	7, 8, 104	<i>Urodera</i>	186, 190, 204
<i>Tectona grandis</i>	5, 12, 16, 22, 28, 42, 52, 68, 72, 78, 84, 88, 98, 104, 110, 162, 164, 170, 182, 204, 205	<i>Ustulina zonata</i>	16
<i>Telenomus</i>	128	V	
<i>Teleonemia</i>	205	<i>Viola koschnii</i>	28
<i>Tenuipalpus</i>	204	<i>Vitex parviflora</i>	120
<i>Terastia meticulosalis</i>	195	W	
<i>Teratosphaeria zuluensis</i>	8, 44	<i>Walterianella</i>	6, 108, 110, 187, 196
<i>Terminalia amazonia</i>	28	<i>Walterianella biarcuata</i>	110
<i>Terminalia catappa</i>	205, 206	<i>Walterianella inscripta</i>	108, 110
<i>Terminalia ivorensis</i>	28	<i>Walterianella oculata</i>	110
<i>Tetranychus</i>	6, 9, 10, 182	<i>Walterianella signata</i>	110
<i>Tetranychus desertorum</i>	205	<i>Walterianella sublineata</i>	110
<i>Tetranychus urticae</i>	182	<i>Walterianella tenuicincta</i>	110
<i>Tetrapriocera longicornis</i>	195	<i>Walterianella venustula</i>	110
<i>Thanatephorus cucumeris</i>	6, 52	<i>Wasmannia</i>	198
<i>Thecla cupentus</i>	187	X	
<i>Toona ciliata</i>	78	<i>Xanthomonas</i>	72
<i>Toumeyella</i>	199	<i>Xyleborus</i>	9
<i>Toxoptera aurantii</i>	191	<i>Xyleborus affinis</i>	196
<i>Trachyderes</i>	195	<i>Xyleborus ferrugineus</i>	186, 191, 196
<i>Trachyderes interruptus</i>	198	<i>Xyleborus volvulus</i>	9, 166
<i>Trepanidius</i>	190	<i>Xyleutes lelex</i>	186, 187, 196
<i>Trichoderma</i>	20	<i>Xylopsocus</i>	196
<i>Trichoderma harzianum</i>	14	<i>Xylopsocus concisus</i>	196
<i>Trichoderma lignorum</i>	143	<i>Xylosandrus morigerus</i>	184
		Z	
		<i>Zygogramma</i>	186, 205
		<i>Zygogramma cognata</i>	204

Créditos

Fotografías por:

Allan Fernando Burke Roco

Pags.: 111 (A, B, C, D, G, 112H,

David Cibrián Tovar

Pags.: 13 (A, B, C, D y E), 17 (A, B, C y D), 19 (A, B, C y D), 21 (A, B y C), 23 (A, B y C), 25 (A, B, C, D, E y F), 27 (A, B, C y D), 29 (A, B, C y D), 30, 31 (A, B, C, D y E), 33 (A, B, C, D y F), 37 (A, B, C y D), 39 (A, B, C, D y E), 41 (A, B, C y D), 43 (A, B, C, D, E, F, G y H), 45 (A, B, C y E), 47 (A, B, C, D y E), 49 (A, B, C, D, E, F y G), 50, 51 (A, B, C, D, E, F y G), 55 (A), 57 (A, B y C), 59 (A, B, C, D, E y F), 61 (E y F), 63 (A, B, C y D), 65 (A, B y C), 67 (A, B, C, D y F), 69 (A, B, C, D y E), 75 (A, B, C, D, E, F y G), 79 (A, B, C, D, E y F), 81 (A, B y C), 83 (A, B, C, D y E), 85 (A, B y C), 87 (A, B, C y D), 89 (A, B, E, F y G), 91 (A, B, C, D, E, F y G), 93 (A, B, C, D, E, F, G, H y I), 94 (A, B, C, D, E y F), 95 (A, B, C, D, E y F), 105 (A, B, C, D y E), 109 (A, B, C, D, E, F, G, H, I y J), 111 (A, B, C, D, E, F y H), 112 (A, B, C, D, E, F y G), 113 (A, B, C, D, E y F), 117 (A, B, C y D), 119 (A, B y C), 127 (A, B, C, D, E, F, G y H), 128, 129 (A, B, C, D, E y F), 131 (A, C, D, E, F y G), 133, 135 (A, B, C, D, E y F), 137 (A, B, C, D y E), 139 (A, B, C, D y E), 141 (A, B, C, D, E y F), 143, 145 (A, B, C, D y E), 147 (A, B y C), 149 (A, B, C, D y E), 151 (A, B, C, D y E), 153 (A, B, C y D), 155 (A, B, C y D), 157 (A, B, C y D), 159 (A, B, C, D, E, F, G, H y J), 160 (A, B y C), 161 (A, B, C, D, E, F y G), 163 (A, B, C, D, E, F, G y H), 165 (A, B, C, D, E y F), 167 (A, B, C, D, E y F), 171 (A, C, D, E, F y G), 173 (A, B y C), 175, 176, 177 (A, B, C, D y E), 179 (A, B y C), 181 (A, B, C, D, E y F), 183 (A, B y D).

Francisco Franco Navarro

Pags.: 27 (E).

Francisco Sánchez Ramayo

Pags.: 15 (A, B, C, D, E y F), 53 (A, B, C, D, E, F, G y H), 55 (B), 73 (A, B, D y E), 77 (A, B, C, D, E, F, G, H, I y J), 89 (A, C, D y H).

Jaime Villa Castillo

Pags.: 97 (A, B, C, D, E, F y G), 99 (A, B, C, D, E, F y G), 101 (A y B).

Jesús Germán de la Mora Castañeda

Pags.: 39 (F, G y H), 41 (E y F).

José Cibrián Tovar

Pags.: 69 (C, D y E,) 111 (G).

Isidro Izquierdo Castillo.

Pags.: 115 (A y B).

Omar Alejandro Pérez Vera

Pags.: 37 (E), 45 (D), 54, 55 (C, D, E y f).

Silvia Edith García Díaz

Pags.: 15 (F), 17 (E, F y G), 19 (C y D), 21 (A y B), 29 (E y F), 33 (E y G), 37 (F), 49 (C y D), 57 (D), 61 (A), 63 (E y F), 65 (D, E y F), 67 (E y G), 69 (F), 73 (A, B, C, D y E).

Uriel M. Barrera Ruíz

Pag.: 169.

Victor Arriola Padilla

Pag.: 97 (A, B, C, D, E, F y G).

Victor David Cibrián Llanderal

Pags.: 71 (A y B), 121 (A, B, C, D, E, F y G), 123 (A, B, C, D, E, F, G, H, I y J), 125 (A, B, C, D y E).

Internet:

Pag.: 131 (B) Juan Carlos T. García / CONABIO.

Pag.: 165 (C) Aepytus sp. [nrmahogoniatus, (pfitzner, 1914)] R.forest.de Coralie. <http://www.guianensis.fr/photos-hepialidae.htm>.

Pag.: 183 (C) Tetranychus. Holophainen, H. 2006. Two-spotted spider mite (Tetranychus urticae) 26 de sept. 2013. De: <http://upload.wikimedia.org/Wikipedia/commons/c/c5/Tetranychus-urticae.jpg>.

Limpieza, adecuación de imágenes y fotocomposiciones

Leticia Arango Caballero.

Ilustración científica por:

Leticia Arango caballero. Pags.: 34, 40, 136, 156.

Digitalización y limpieza de ilustraciones

Eleusis Llanderal Arango. Pags.: 40 y 136.

Captura y adecuación de textos

Alcestis Llanderal Arango.



E l
p r e -
sente "Ma-
nual para la iden-
tificación y manejo
de plagas en planta-
ciones forestales comer-
ciales" estuvo a cargo de la
División de Ciencias Forestales, de
la Universidad Autónoma Chapingo.
Como autor principal y Responsable
Técnico: David Cibrián Tovar. Como coor-
dinadora responsable de la edición: Leticia
Arango Caballero. El tiraje constó de 150 ejem-
plares. Se terminó de imprimir en el mes de octu-
bre de 2013, en los talleres de Imagen Digital, calle 5 de
Mayo s/n, interior A-17, col. Fracc. de la C.F.E.
C.P. 56120. Texcoco, Edo. de México. México.



SEMARNAT

SECRETARÍA DE MEDIO AMBIENTE
Y RECURSOS NATURALES



ISBN: 978-607-12-0311-3



EJEMPLAR GRATUITO PROHIBIDA SU VENTA www.gob.mx/conafor 01800 73 70 000

Comisión Nacional Forestal

@CONAFOR

conaforgob