



Karla Vanessa De Lira Ramos
Ernesto González Gaona
Raquel Cossío Bayugar
Alejandro Pérez Panduro
Estefan Miranda Miranda

MANUAL PARA EL MANEJO DE *moscas sierra* en bosques de coníferas en México



AGRICULTURA
SECRETARÍA DE AGRICULTURA Y DESARROLLO RURAL

MEDIO AMBIENTE
SECRETARÍA DE MEDIO AMBIENTE Y RECURSOS NATURALES



CONAFOR
COMISIÓN NACIONAL FORESTAL

INIFAP
INSTITUTO NACIONAL DE
INVESTIGACIONES FORESTALES,
AGRICOLAS Y PECUARIAS



MANUAL PARA EL MANEJO
de ***moscas sierra***
en bosques de coníferas
en México

Directorio

María Luisa Albores González
Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales

Luis Meneses Murillo
Director General de la Comisión Nacional Forestal

Ernesto Ladrón de Guevara Alafita
Coordinador General de Desarrollo Institucional y Proyectos Especiales

Pedro Antonio Plateros Gastelum
Coordinador General de Producción y Productividad

Eduardo Vargas Pérez
Coordinador General de Conservación y Restauración

Jorge David Fernández Medina
Coordinador General de Planeación e Información

David Cabrera Hermosillo
Coordinador General Jurídico

Alma Guadalupe Godoy Ramos
Titular de la Unidad de Administración y Finanzas

Carlos Manuel Pérez Medina
Titular de la Unidad de Asuntos Internacionales y Fomento Financiero

Mauricio Mendoza Briseño
Titular de la Unidad de Operación Regional

Martha Patricia Alonso Ramírez
Titular de la Unidad de Vinculación y Género

Gloria Bárbara Baltazar Mendoza
Titular de la Unidad de Educación y Desarrollo Tecnológico

Jesús Hernández Demuner
Coordinación en la Ciudad de México

Primera edición: 2023

D.R.© 2023

ISBN: Versión digital: 978-607-8383-44-3

ISBN Versión impresa: 978-607-8383-43-6

Impreso en México – *Printed in Mexico*

Derechos Reservados©: Esta obra o sus partes pueden ser reproducidas, almacenadas en sistemas de información, transmitidas o traducidas para fines no lucrativos, siempre que se otorguen los créditos correspondientes y se incluya la cita.

Portada:

Larvas de *Neodiprion* sp. en Pancho Poza, Veracruz (Fotografía tomada por K. V. De Lira-Ramos).

Forma correcta de citar esta obra:

K. V. De Lira-Ramos, E. González-Gaona, R. Cossio-Bayugar, A. Pérez-Panduro y E. Miranda-Miranda. 2023. Manual para el manejo de moscas sierra en bosques de coníferas en México. Comisión Nacional Forestal (CONAFOR), México. 80 p.

Esta publicación es parte de los productos generados en el proyecto del Fondo Sectorial para la Investigación, el Desarrollo y la Innovación Tecnológica Forestal (CONAFOR-CONACYT), denominado "Estado del arte sobre Taxonomía, Fenología y distribución de moscas sierra de Coníferas, así como la detección e identificación de Virus de Poliedrosis Nuclear con potencial para el control biológico específico", clave de proyecto: 2017-2-291304.

Los autores son responsables del contenido de la obra.

Revisión CONAFOR:

Gerencia de Desarrollo y Transferencia de Tecnología

Gerencia de Sanidad Forestal

Diseño editorial:

Gerencia de Comunicación y Producción

Zapopan, Jalisco, México

Año 2023

Autores

Karla V. De Lira-Ramos

Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP),
Campo Experimental Pabellón. Carretera Aguascalientes-Zacatecas, km 32.5.
C. P. 20678. Pabellón de Arteaga, Aguascalientes, México.
ramos.vanessa@inifap.gob.mx

Ernesto González-Gaona

Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP),
Campo Experimental Pabellón. Carretera Aguascalientes-Zacatecas, km 32.5.
C. P. 20678. Pabellón de Arteaga, Aguascalientes, México.
gonzalez.ernesto@inifap.gob.mx

Raquel Cossio-Bayugar

Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias (INIFAP).
Centro Nacional de Investigaciones Disciplinarias en Salud Animal e Inocuidad
(CENID-SAI). Búlevar Cuauhnahuac núm. 8534. C. P 62574. Jiutepec, Morelos,
México.
cossio.raquel@inifap.gob.mx

Alejandro Pérez-Panduro

Colegio de Postgraduados, Fitosanidad. km 36.5 carretera México-Texcoco.
C. P. 56230. Texcoco, Estado de México, México.
aperez@colpos.mx

Estefan Miranda-Miranda

Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias (INIFAP).
Centro Nacional de Investigaciones Disciplinarias en Salud Animal e Inocuidad
(CENID-SAI). Búlevar Cuauhnahuac núm. 8534. C. P 62574. Jiutepec, Morelos,
México.
miranda.estefhan@inifap.gob.mx

Contenido

| | Página |
|---|-----------|
| Introducción | 9 |
| Monitoreo y recolecta de moscas sierra en bosques de coníferas en México | 12 |
| Larvas | 15 |
| Pupas | 16 |
| Adultos | 18 |
| Preservación de especímenes de moscas sierra | 19 |
| Identificación de moscas sierra | 23 |
| Larvas | 23 |
| Clave para la identificación de larvas del género <i>Monoctenus</i> | 27 |
| Clave para la identificación de larvas del género <i>Neodiprion</i> | 28 |
| Clave para la identificación de larvas del género <i>Zadiprion</i> | 33 |
| Adultos | 45 |
| <i>Monoctenus</i> | 48 |
| Clave para la identificación de adultos del género <i>Monoctenus</i> | 48 |
| <i>Zadiprion</i> | 51 |
| Clave para la identificación de adultos del género <i>Zadiprion</i> | 53 |
| <i>Neodiprion</i> | 58 |

| | |
|--|-----------|
| Clave para la identificación de adultos del género <i>Neodiprion</i> | 59 |
| Control de moscas sierra con agentes microbianos y virus de Poliedrosis Nuclear | 62 |
| Producción artesanal del virus de Poliedrosis Nuclear | 66 |
| Análisis preliminar de la presencia de VPN | 68 |
| Corroboración de la presencia de vpn mediante sonda sintética | 69 |
| Incremento de inóculo con larvas sanas | 72 |
| Entrega material con infección de vpn al técnico de sanidad de la CONAFOR para inoculación de brotes | 74 |
| Conservación de larvas infectadas con VPN para su uso en futuros brotes | 75 |
| Bibliografía | 76 |

Introducción

Las moscas sierra de la familia Diprionidae, son los principales defoliadores en bosques de clima templado en la República Mexicana, afectando árboles de los géneros *Pinus* spp., *Juniperus* spp., *Pseudotsuga* spp., *Abies* spp. y *Picea* spp. Las larvas se alimentan en forma libre de las acículas de los árboles, ocasionando la defoliación de plantas de regeneración o plantas maduras, el efecto que causan es la disminución del crecimiento y retraso en el periodo de aprovechamiento del rodal, aunque continuas defoliaciones pueden ocasionar la muerte del arbolado (Smith, 1988). Por lo general, se encuentran en los bosques en forma endémica, afectando pequeños grupos de árboles. Esta familia presenta una dinámica poblacional eruptiva ocasionando brotes epidémicos en cientos o miles de hectáreas (Price *et al.*, 2005).

En México, se han reportado brotes epidémicos de moscas sierra desde los años 1930´s en Michoacán, en los 1980´s en Chihuahua y Durango (Cisneros, 1970; Castro, 1981; Cibrián *et al.*, 1995 y Quiñonez, 2006). Este tipo de defoliadores presentaban un periodo de retorno grande (más de 10 años entre brotes epidémicos) por lo cual se consideraron plagas secundarias. En años recientes, se han observado brotes epidémicos en varios estados del país, entre ellos Chihuahua, Durango, Jalisco, Guerrero, Oaxaca, San Luis Potosí y Veracruz, entre otros (Quiñonez, 2006; Álvarez-Zagoya y Díaz-Escobedo, 2007; Smith *et al.*, 2010; Olivo, 2011; De Lira-Ramos *et al.*, 2019; Aguirre-Hidalgo *et al.*, 2020).

Los brotes han sido ocasionados por moscas sierra de los géneros *Zadiprion* (Figura 1. a), *Neodiprion* (Figura 1. b) y *Monoctenus* (Figura 1. c). Aunque su distribución es muy amplia (Figura 2) ya que se ha detectado su presencia en Aguascalientes, Baja California, Coahuila, Chihuahua, Michoacán, San Luis Potosí, Tamaulipas, Tlaxcala y Veracruz (Sánchez y González, 2006; Coria y Muñoz, 2011; González *et al.*, 2014; Aguilera-Molina *et al.*, 2019; De Lira-Ramos *et al.*, 2019; Smith, 2019; González-Gaona *et al.*, 2021).

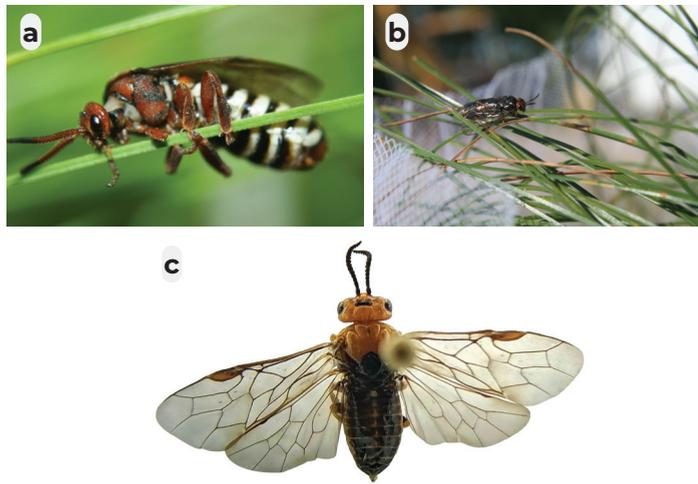


Figura 1. Adultos de moscas sierra de la familia Diprionidae. *Zadiprion falsus* (a), *Neodiprion autumnalis* (b) y *Monoctenus cuauhtemoci* (c). Fotografías tomadas por E. González G. y K.V. De Lira-Ramos, CEPAB.

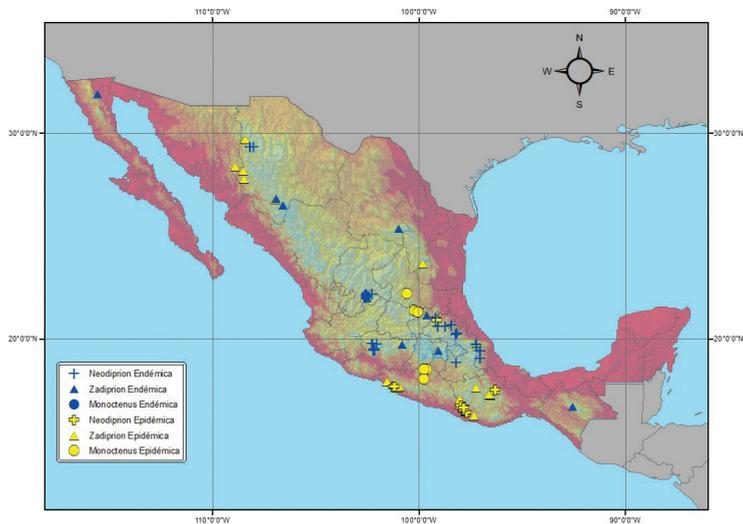


Figura 2. Distribución de sitios activos de brotes de moscas sierra en México. Recopilación de sitios de detección durante Proyectos: CONAFOR 2010-CO2: 147913, INIFAP 2010-PRE-CI 1447383F y CONAFOR 2017-CO2: 291304. Elaborado por A. Corrales Suastegui y M.A. González González, CEPAB.

Las moscas sierra de coníferas han sido poco estudiadas en México, por lo cual se desconocen varios aspectos sobre la biología, estrategias de combate y la correcta identificación de las especies (González y Sánchez, 2018), a tal grado que se ha observado que al presentarse un brote epidémico se puede realizar una identificación que puede ser equivocada o que la época de incidencia es diferente a la reportada para la especie diagnosticada y al profundizar en los estudios se confirma la presencia de nuevas especies (Ojeda, 2011; Smith *et al.*, 2012).

La Gerencia de Sanidad de la CONAFOR, ha establecido estrategias para el control biológico para tratar los brotes epidémicos con aplicaciones aéreas con agentes microbianos como *Bacillus thuringiensis* Berliner y hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin y *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff, 1879) Sorokin, 1883; sin embargo, existe la preocupación de afectar a otros organismos no objeto de control (Heimpel, 1961; Braud, 2001).

En otros países se ha obtenido la supresión de los brotes epidémicos al tratarlos con aspersiones de Virus de Poliedrosis Nuclear (VPN) que son muy específicos hacia una especie de mosca sierra; sin embargo, se desconocía la presencia de estos agentes en las poblaciones de mosca sierra en México (Moreau *et al.*, 2005, Lucarotti *et al.*, 2007), lo cual ya se ha logrado en nuestro país (González y De Lira-Ramos, 2021). En el caso de los parasitoides, en condiciones de brotes epidémicos se observan gran cantidad de especies, pero con niveles de parasitismo bajos, menores al 30%, mientras que en condiciones endémicas los que regulan los incrementos son solo una o dos especies de parasitoides con altos niveles de parasitismo superiores al 70% (Hertz *et al.*, 2000).

En la presente publicación se proporciona la información actualizada sobre el manejo de moscas sierra de la familia Diprionidae, para técnicos, dueños y poseedores de terrenos forestales. Para que sea material básico de apoyo en la identificación de las moscas sierra, ya sea en etapa adulta y larval, esto a su vez ayudará en la toma de decisiones en la aplicación de tratamientos fitosanitarios más adecuados y ecológicos con el medio ambiente.

Monitoreo y recolecta de Moscas Sierra en Bosques de Coníferas en México

Ernesto González Gaona y Karla Vanessa De Lira Ramos

La detección inicial de la presencia de moscas sierra, la realiza el productor forestal, que observa la defoliación en un grupo de árboles aislados y comunica el hallazgo al comisariado o autoridad de la comunidad, que a su vez realiza el reporte al técnico de Sanidad de la Comisión Nacional Forestal (CONAFOR). Se programa una cita con el productor para verificar en campo el área afectada y determinar el agente causal de la defoliación. En este recorrido también se considera la necesidad de realizar acciones de combate dependiendo del área afectada y/o continuar monitoreando la progresión del brote en años posteriores. Las moscas sierra se presentan año con año en la misma área y dependiendo de la magnitud de los daños en ciclos subsecuentes se determina la necesidad de aplicar medidas de combate, **si la superficie afectada crece y se afectan 100 ha y al siguiente año se sigue incrementando el área dañada, indica que el brote cambiará de condición endémica a epidémica.** Esto implica

que es necesario visitar el sitio de detección durante varios ciclos consecutivos y determinar la progresión de los daños y la necesidad de realizar acciones de combate o no.

La identificación de las especies de moscas sierra se basa principalmente en las características de las estructuras reproductivas de las hembras. Sin embargo, los adultos en campo, solo se detectan cuando el daño está iniciando y se observa a las hembras ovipositando. En el caso del ataque por *Zadiprion* es común observar a las hembras en la rama donde ovipositaron, proporcionando un cuidado maternal a los huevecillos, mientras que en el caso de *Neodiprion* esto no ocurre y solo se observan las acículas con las oviposiciones amarillentas que contrastan con lo verde de las acículas (Figura 1.1).

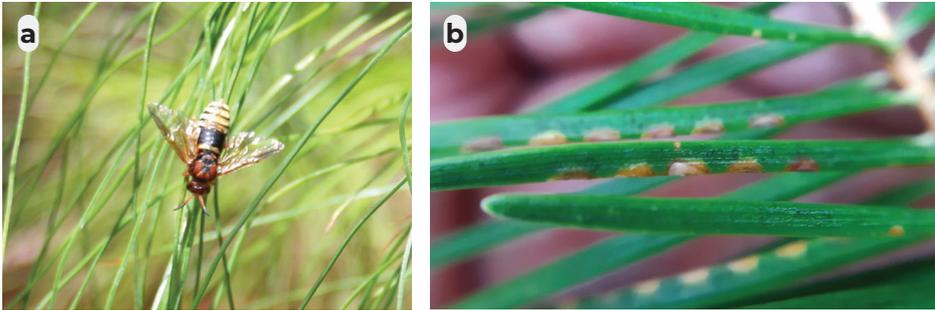


Figura 1.1. Hembra de *Zadiprion falsus* mostrando cuidados maternos sobre sus huevecillos (a), apariencia de acículas de *Abies concolor* con presencia de huevecillos de *Neodiprion abietis* (b).

Lo más comúnmente observado en campo es la presencia de larvas alimentándose de las acículas de pinos, abetos o ciprés. En este estadio, de acuerdo a los hábitos y coloración del cuerpo de las larvas se puede discernir, si se trata de *Zadiprion*, *Neodiprion* o *Monoctenus*. En el caso de que la planta atacada sea *Juniperus* o *Cupressus* y se encuentren larvas en forma aislada, se presupone que la larva pertenece al género *Monoctenus* (Figura 1.2) (González y Sánchez, 2018). Mientras que, si el hospedero es un pino, se observan

larvas agrupadas y cuando se les molesta, se observa que la forma de defenderse es como un azotador (moviendo la cabeza hacia arriba y abajo) permaneciendo unidas a la rama por la parte posterior, y sí las larvas son claras sin manchas en forma de franjas longitudinales se considera que es *Zadiprion*. En el caso de que las larvas se defendan como “barco vikingo” (levantando la parte delantera y posterior) y presentan franjas longitudinales, el género de moscas sierra es *Neodiprion* (González y De Lira-Ramos, 2021).

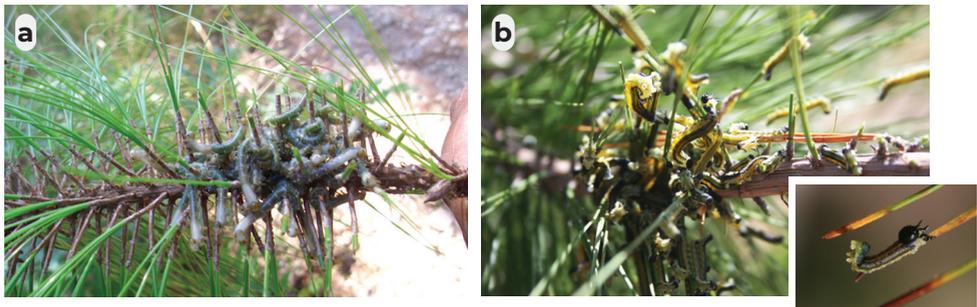


Figura 1.2. Larvas de *Zadiprion falsus* mostrando la forma de defenderse en grupo cuando se les molesta (a) y larvas de *Neodiprion omosus* arqueando su cuerpo en forma defensiva (b). Fotografías tomadas por F. Bonilla CONAFOR, Jalisco y E. González G.

Es necesario señalar como primer paso en la recolecta de una muestra, se debe recopilar la información del sitio, para lo cual se debe involucrar al dueño del predio para solicitarle la siguiente información: nombre del productor y el teléfono de contacto, así como el nombre del predio, la ruta para llegar al sitio, fecha en que se percató del ataque de la plaga y la magnitud del daño observado, número de árboles o superficie (promedio) afectada.

Posteriormente se deben registrar las coordenadas geográficas del sitio (mediante un GPS o con una aplicación de un teléfono celular), las

preferencias de ataque a los hospederos, especie más afectada y las menos atacadas, ya que existe un ataque diferencial, número de árboles afectados inicialmente, tamaño de los árboles, la dimensión de los daños; así como también es necesario realizar un registro fotográfico de las larvas y los daños. En el caso de usar un celular para tomar las fotografías, se pueden colocar lentes de acercamiento de 10X adaptadas al celular para fotografiar en vivo las características generales de la larva y realizar acercamientos de la cabeza y la porción delantera en vista dorsal y lateral (Figura 1.3).



Figura 1.3. Lentes de acercamiento de 10X adaptadas al celular para fotografiar en vivo las características generales de las larvas. Fotografía tomada por K.V. De Lira-Ramos.

Con la información se puede definir si el brote está iniciando o ya ha pasado el pico poblacional considerando que un brote dura de 5 a 7 años y/o como ha sido la progresión de los daños y si el incremento representa un

brote epidémico, mientras que cuando el brote se mantiene sin cambios drásticos en el tamaño de la población se considera que se encuentra en fase endémica.

Larvas

Para obtener las muestras de larvas se cortan las ramitas laterales con tijeras de podar manuales o pértigas con mango extensible para recolectar ejemplares de las ramas altas que contengan larvas de los últimos estadios. En caso de que las larvas se encuentren en el brote terminal en renuevos, es necesario recolectarlas con la mano, aunque de esta manera las manos se llenan de trementina.

Las ramas que contienen larvas, se depositan en hieleras para su transporte al laboratorio donde se procesarán con su respectiva etiqueta (Figura 1.4. a y b). En el caso de que las larvas se preserven en alcohol, las etiquetas (fecha de recolecta, hospedero, localidad recolector y género) se ubican dentro y fuera del frasco que contienen las larvas. Los datos se escriben con lápiz de grafito para que no se borren si existieran derrames del alcohol. Es conveniente asignar un código consecutivo a cada frasco que nos indique el lugar de recolecta, el género, así como un número consecutivo (e.g. AGSZT01=Aguascalientes, *Zadiprion townsendi* y el número de recolecta 01).

Cuando el ataque es sobre cedro blanco, las larvas son solitarias y se observa que existen ramitas con brotes laterales “mochos” y en el suelo se ob-

servan pequeñas bolitas de excremento. En este caso es necesario colocarse debajo del árbol y ver a contraluz si existen ramitas un poco más gruesas, lo cual indica la presencia de una larva, ya que se mimetizan con el follaje. Las larvas se recolectan y se colocan en bolsas “zip lock” o botes de 4.0 l de capacidad, con follaje del hospedero.

Durante el transporte es necesario mantener las muestras frescas o frías, a temperatura aproximada de 10 °C y cuidar que no se expongan al sol, para evitar altas temperaturas dentro de los contenedores. Es conveniente poner bolsas con hielo o gel congelado en el interior de la hielera para mitigar el efecto de la temperatura durante el traslado. No es conveniente emplear hielo directamente sobre el follaje ya que cuando se descongela el agua producida ahoga a las larvas que se encuentran en la parte inferior, aunque cabe aclarar que las larvas presentan un comportamiento de trasladarse a la superficie del follaje dentro de la hielera (González *et al.*, 2014).



Figura 1.4. Colecta y transporte de larvas de moscas sierra. Recolecta de ramas altas utilizando una pértiga (a), ramas que contienen larvas de moscas sierra (b) y hielera con follaje para transporte al laboratorio (c).

Pupas

En caso de que durante la visita al predio donde se detectó el daño, ya no se encuentren larvas alimentándose del follaje y los árboles presenten todo el follaje consumido (Figura 1.5), es necesario escarbar con un azadón

alrededor de los árboles más afectados en busca de pupas en el suelo ya que en el piso de esos árboles se pueden encontrar las pupas de las larvas que ocasionaron el ataque actual y de temporadas anteriores (Figura 1.6. a y b).



Figura 1.5. Aspecto de pinos afectados por moscas sierra donde ya no se encuentran estadios larvarios ya sea por migración a otros pinos aledaños o al suelo para formar cocones. Fotografía tomada por E. González G.



Figura 1.6. Recolección de pupas de moscas sierra en La Unión de Isidoro Montes de Oca, Guerrero (a) y cocones abandonados por emergencia de adultos de moscas sierra (b).

Las pupas obtenidas se colocan en bolsas o frascos con tierra y hojarasca y se trasladan al laboratorio procurando que no se expongan al calor. Las pupas obtenidas se revisan bajo un microscopio o lupa para separar las pupas no emergidas de las emergidas por moscas sierra, así como las viables de las no viables detectadas, estas últimas se logran discernir al sacudirlas cerca del oído, si suenan, esto significa que

no son viables y que la larva está muerta, en este caso la pupa debe ser diseccionada para determinar la presencia de hongos entomopatógenos (Figura 1.7). También se pueden separar las que presenten agujeros de emergencia de parasitoides e hiperparasitoides o dañadas por roedores (Figura 1.8). Esto sirve para definir los agentes de control natural que están afectando a las pupas de mosca sierra en ese sitio.

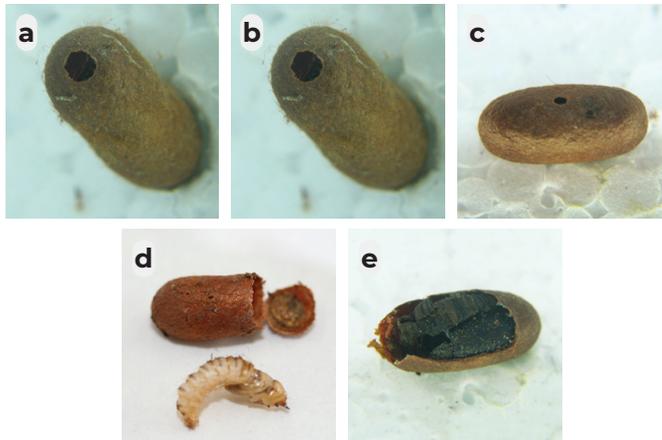


Figura 1.7. Aspecto de pupas emergidas por moscas sierra (a), parasitoide de la familia Ichneumonidae (b), hiperparasitoide (c), parasitoide de la familia Bombilidae (d) y parasitoide de la familia Tachinidae (e).

Adultos

En caso de que durante el recorrido al predio dañado se encuentren adultos ovipositando o dando cuidado maternal a los huevecillos (Figura 1.8), estos se recolectan con la mano ya que las hembras son muy dóciles y fáciles de capturar mientras que los machos

son voladores activos y fácilmente se disturban, por lo cual deben ser capturados con bolsas de plástico o con redes entomológicas. Los ejemplares capturados se pueden conservar en alcohol al 70% en frascos con la respectiva etiqueta.



Figura 1.8. Hembra de *Zadiprion borjai*, ovipositando sobre su hospedero *Pinus cembroides*.

Preservación de especímenes de Moscas Sierra

Karla Vanessa De Lira Ramos, Ernesto González Gaona

Antes de realizar los muestreos de moscas sierra se debe definir el objetivo que se persigue o los alcances del mismo, que pueden ser 1) recolecta de material biológico para determinar el agente causal y la magnitud de los daños para definir la necesidad de realizar acciones de combate, 2) identificación molecular de la especie y 3) presencia y porcentaje de participación de los agentes de control natural ya sean microorganismos (hongos bacterias) o Virus de Poliedrosis Nuclear. Además de los fines, el método de preservación dependerá del estadio biológico detectado ya sean larvas, pupas y/o adultos.

En caso de que las larvas detectadas sean de primero o segundo estadio, es necesario cortar ramas extras que servirán de alimento para que completen su desarrollo y lleguen al estado de pupa así obtener adultos, cabe mencionar que el alimento se coloca en una bolsa cerrada y se coloca dentro de un refrigerador a 10°C, para conservarlo fresco por más tiempo.

Cuando se colectan larvas de cuarto o quinto estadio, y se considera la identificación tradicional por morfología, es importante tomar una muestra de 10 a 20 ejemplares y matarlos en agua caliente. En forma posterior se colocan en una solución de alcohol al 70% (Figura 2.1. a) para preservarlos con la coloración lo más natural posible ya que si se depositan directamente al alcohol, las larvas se tornan oscuras con el tiempo.

Posteriormente se realiza un registro fotográfico de las larvas, las fotografías se toman a través del ocular de un microscopio de disección, con una cámara digital de un teléfono celular y se editan con la ayuda de un “software” de procesamiento de imágenes. Es necesario contar con fotos desde diferentes ángulos y perspectivas, se considera tomar: 1) de la larva completa en vistas dorsal y lateral, 2) frontal y lateral de la cabeza, 3) lateral y ventral de la porción con las patas torácicas y 4) aspecto dorsal y lateral del 3er segmento abdominal ya que en este último no existe tanta variación en los ejemplares de una misma especie (Figura 2.1. b).



Figura 2.1. Conservación de larvas de moscas sierra en Alcohol al 70% para su identificación morfológica y/o en alcohol anhidro para su identificación molecular (a) y larvas de *Zediprion jeffreyi* en aspecto dorsal, lateral y lateral del tercer segmento abdominal (b).

Del resto de larvas grandes recolectadas, una proporción se alimenta con follaje cortado del mismo hospedero donde se encontró la infestación, las larvas se ponen en una jaula de tela de organza para que formen capullos entre el follaje y se revisan dos veces por semana para recolectar las pupas formadas. En caso de que las larvas sean pequeñas se ponen grupos de 50 en bolsas selladas tipo “zip lock” con follaje cortado y se colocan en cámaras con temperatura controlada, cuando no se cuente con estas cámaras, se pueden dejar a temperatura ambiente.

Si en la bolsa se forman pequeñas gotas de humedad es necesario ponerle una ventana con tela de organza pegada con silicón para evitar la condensación que puede provocar la muerte de las larvas. Estas bolsas se

revisan una vez por semana para limpiarlas o agregar alimento.

Una vez que se detectan las pupas, se recolectan y se ponen en frascos de 250 ml con hojarasca, “peat moss” o vermiculita. A la tapa se le hace una ventana que se cubre con tela de organza. El frasco se coloca en una cámara con temperatura controlada y se revisa dos veces por semana para consignar la emergencia de moscas sierra o parasitoides, se agrega agua con un atomizador, para mantener el suelo húmedo.



Figura 2.2. Forma de conservar pupas de moscas sierra para la obtención de adultos. Fotografía tomada por E. González G.

Otra forma es conservar las pupas en forma individual en cápsulas de gelatina tamaño “00” (se consiguen en las boticas), se colocan en bolsas selladas tipo “zip lock” con la respectiva etiqueta de la localidad donde se recolectaron y se sigue el mismo procedimiento para obtener la emergencia de adultos (González et al., 2014).

Cuando se desee mandar muestras de larvas para identificar con un especialista, el técnico deberá colocar en una caja de cartón, una bolsa de plástico que contenga follaje y larvas, procurando no cerrar la boca de la bolsa herméticamente, ya que si se hace esto se genera mucho calor y las larvas mueren. La caja se cierra bien, procurando que la tapa con cinta adhesiva impida que las larvas escapen durante el traslado y poder enviar la caja a su destino lo más rápido posible.

Los adultos se pueden conservar en alcohol al 70%, en frascos herméticos con su respectiva etiqueta de identificación o conservarlos en seco montados en alfileres entomológicos (Figura 2.3). Se ha observado que, en algunos casos al sacar los especímenes del alcohol para realizar montajes en seco, estos se secan o doblan, sobre todo el abdomen, por lo que se recomienda matar a los adultos después de emerger del cocón y enseguida montarlos con alfileres o bien matarlos en alcohol etílico absoluto, de esta forma no pierden su coloración y no se contrae el abdomen, aunque son más rígidos y fácil de quebrar.

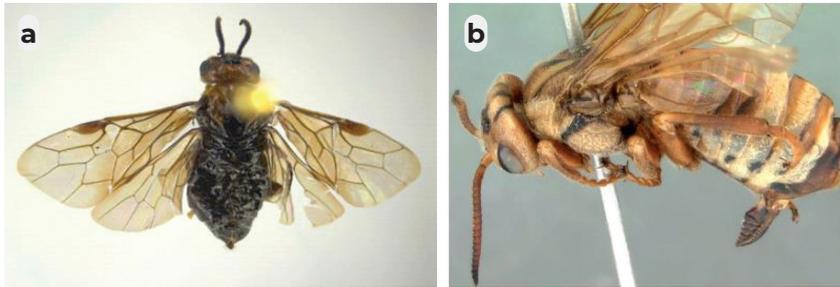


Figura 2.3. Aspecto de ejemplares de adultos de moscas sierra montados en alfileres entomológicos. *Monoctenus cuauthemoci* (a) y *Zadiprion ojedaе* (b). Fotografías tomadas por K.V. De Lira-Ramos y D.R. Smith et al., 2012.

Con los especímenes montados, se pueden tomar fotografías y procesar las imágenes en una computadora, mientras que con los preservados en alcohol se pueden realizar montajes de las genitalias. La lanceta del ovipositor de las hembras y la genitalia del macho se maceran en frío mediante el siguiente procedimiento: el abdomen se separa del cuerpo y se coloca en un tubo Eppendorf de 4 ml con KOH al

10% por 24 h. Al término de la maceración, el abdomen se enjuaga con agua destilada y se deshidrata en alcohol. Se realizan montajes temporales en glicerina en un portaobjeto con una gota de glicerina, se coloca un cubreobjetos y se sella con esmalte de uñas transparente, y con un microscopio compuesto se pueden tomar fotografías de las estructuras (Figura 2.4. a, b, c y d).

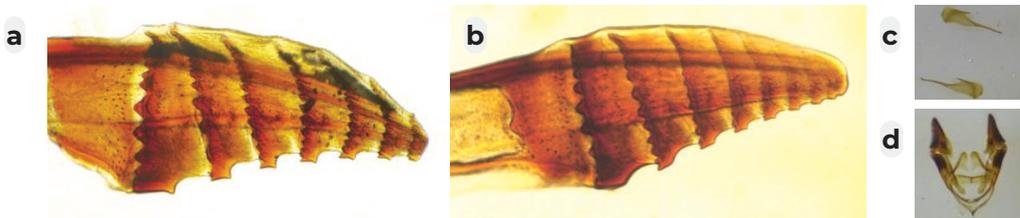


Figura 2.4. Aspecto de la lanceta de *Zadiprion ojedaе* (a), de *Z. falsus* (b) y, (c y d) genitalia del macho de *N. utumnalis*. Fotografías tomadas por E. González G.

En caso de que se desee corroborar la identidad de una especie o especies muy cercanas mediante la identificación molecular. Los ejemplares conservados en alcohol al 70%, se

envían con un especialista. La metodología para la identificación molecular se encuentra disponible en González et al. (2021).

Identificación de Moscas Sierra

Ernesto González Gaona, Karla Vanessa De Lira Ramos

La identificación de las especies de moscas sierra se basa en las características de las estructuras reproductivas de los adultos; sin embargo, estos solo se observan cuando el daño se está iniciando y se detectan a las hembras adultas ovipositando. En el campo lo que se observa comúnmente es el estado larvario, lo cual implica primero determinar si se trata de una larva de moscas sierra y después obtener adultos para realizar la identificación específica. Lo anterior involucra que para estar seguros de la identificación es necesario contar con ejemplares tanto de larvas como de adultos. A continuación, se presenta la información para separar las diferentes especies considerando estos dos estados biológicos.

Larvas

Son parecidas a las de los lepidópteros (palomillas y mariposas), cuerpo cilíndrico eruciforme ligeramente aplanado ventralmente. El cuerpo está dividido en cabeza, tres segmentos torácicos distinguibles por la presencia de patas y el abdomen con 10 segmentos visibles, algunos con propatas o pseudópodos (Figura 3.1). Se diferencian de los lepidópteros en dos cosas: 1) número de pseudópodos y presencia de “crochets” con más propatas en las moscas sierra casi en todos los segmentos abdominales a excepción del 1 y 9, además de carecer de “crochets” y 2) número de ocelos, en las moscas sierra solo se presenta uno en

el costado de la cabeza dentro de una mancha negra llamada oclario, en los lepidópteros son varios ocelos.

La cabeza es subglobosa ligeramente circular en contorno frontal, fuertemente quitinizada y con presencia de setas. La boca está dirigida en forma ventral, el color en esta área es constante y sirve para la identificación específica. Presenta marcas cafés en el vertex, en la frente y alrededor de cada ocelo. Cuando la cabeza es oscura, el clípeo es ligeramente más claro. Poseen un ocelo en cada lado de la cabeza, usualmente claros semiglobosos y se encuentran cerca del centro de los



Figura 3.1. Larva de mosca sierra (Hymenoptera) (superior) y de una palomilla (Lepidóptera) (inferior) (González y Sánchez, 2018).

Las antenas se ubican en la porción ventral-lateral de la cabeza debajo del oculario, las antenas son cortas y varían de uno a cinco segmentos, fuertemente quitinizados, que han perdido su individualidad y son parecidos a anillos sucesivamente más pequeños en diámetro, en ocasiones un lado puede estar reducido solo a una línea. El segmento terminal es cónico y parecido a un “peg”, La antacoria es extensiva, distintivamente convexa y de color blanquecino (Figura 3.2. b) (Yusa, 1922).

Los palpos labiales son de tres segmentos con una seta distintiva en el segundo segmento. Los palpos maxilares son de cuatro segmentos con una seta en el segundo segmento y en ocasiones en el palpífero (Figura 3.2. c). La epifaringe presenta un esclerito irregular en forma de pedestal y una línea de sensilias submarginales de diferentes tamaños. Las mandíbulas son asimétricas pues la parte derecha tiene cuatro dientes mientras que la mandíbula izquierda tiene cinco.

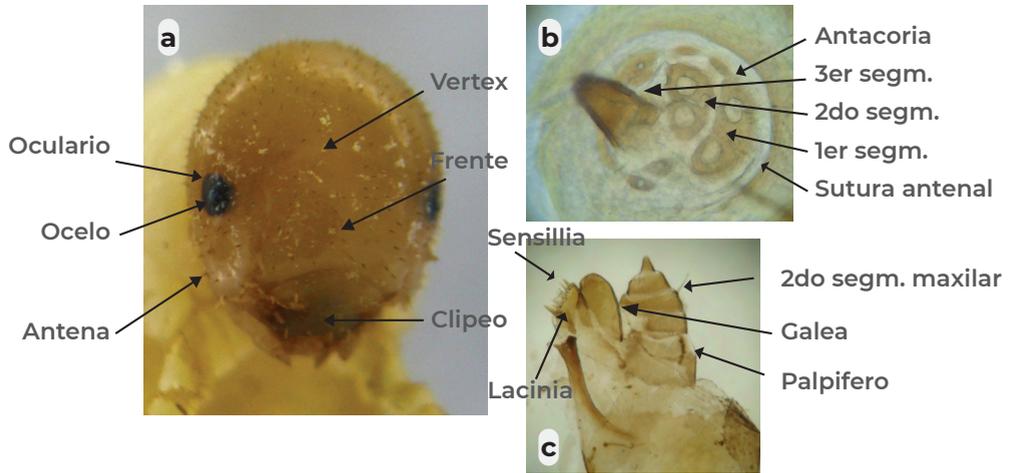


Figura 3.2. Aspectos de la cabeza (a), antenas (b) y palpos maxilares (c) de moscas sierra (González y Sánchez, 2018).

El cuerpo presenta tres segmentos torácicos caracterizados por la presencia de patas de cinco segmentos, más o menos quitinizados, que presentan subdivisiones correspondientes a coxa, trocánter, fémur, tibia y un segmento distal en forma de uña (fusión de segmentos tarsales y las uñas). En los segmentos abdominales 2-8 y

10 presentan propatas y cada uno tiene seis anulaciones y en estas poseen setas microscópicas y “glandubas con tallo” en las anulaciones A, B, y C, así como en el área posterior al espiráculo que puede ser alado o no y en el lóbulo del preepipleurito y postepipleurito (Figura 3.3).

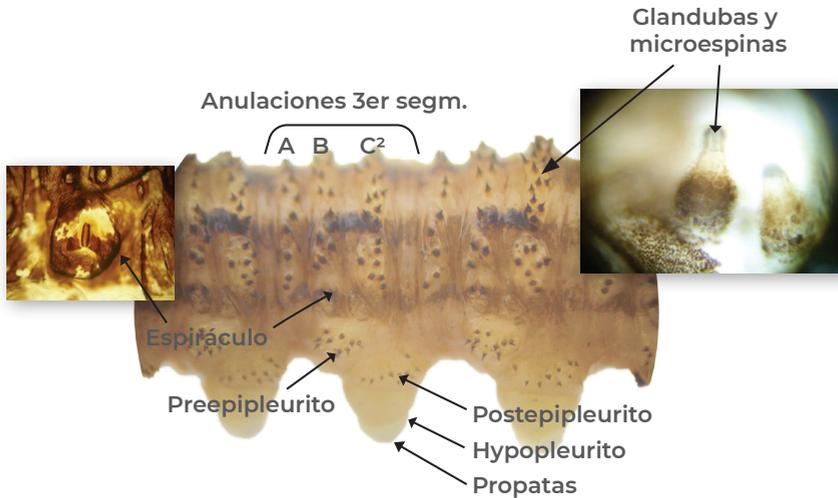


Figura 3.3. Vista lateral del tercer segmento abdominal de *Zadiprion ojedae*, con acercamiento del espiráculo y de las glandubas con microespinas (González y Sánchez, 2018).

Para la descripción morfológica, se emplea el tercer segmento abdominal, que es el de menores modificaciones y el más típico de la especie (Figura 3.3).

La clave que se presenta a continuación, representa el conocimiento actual de la taxonomía de las moscas sierra en México y considera la coloración y marcas de las larvas. Existen menciones de nuevas especies y de morfoespecies en proceso de determinación como posibles nuevas especies, así como grupos de especies que son poco diferenciadas, lo cual es necesario corroborar con estudios moleculares y morfología de adultos.

Clave para la identificación de larvas del género *Monoctenus*

1. Larvas de hábitos solitarios atacando *Juniperus* o *Cupresus* (Monocteninae) (Figura 3.4), presentan una franja oscura longitudinal en la porción media del dorso con dos franjas claras a los costados y una oscura en forma subdorsal, vertex con una franja oscura longitudinal. (pase al punto 2).

– Mancha en el vertex, clara en el centro y oscurecida en los costado. (pase al punto 3).

2. Primer par de patas torácicas con el trocánter completamente blanquecino, atacando *Juniperis flaccida* en Armadillo de los Infante, San Luis Potosí y Xichú, Guanajuato (Figura 3.4. a) ***Monoctenus sanchezi***.

– El primer par de patas torácicas con la porción basal del trocánter café oscuro y la apical blanquecina, atacando *J. flaccida* en Guerrero (Figura 3.4. b) ***Monoctenus cuauhtemoci* sp. nov.**



Figura 3.4. Larvas de *Monoctenus cuauhtemoci* n. sp (a), y Larvas de *Monoctenus sanchezi* (b).

3. Cabeza café claro con una mancha en la sutura de la corona más ancha en el occipucio adelgazándose hacia el vertex, la mancha presenta una línea clara en la porción media (Figura 3.5). Ataca *Juniperus deppeana* en la sierra fría, Aguascalientes. ***Monoctenus de Aguascalientes***.

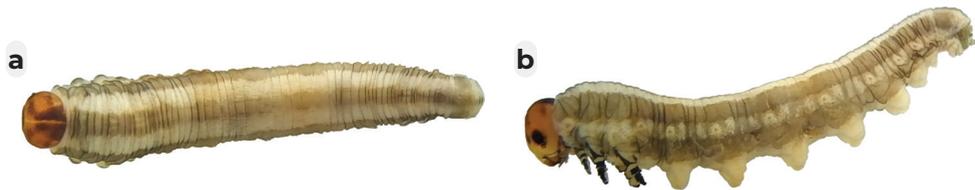


Figura 3.5. Larvas de *Monoctenus* especie no descrita presente en Aguascalientes. Vista dorsal (a) y vista lateral (b).

Clave para la identificación de larvas del género *Neodiprion*

1. Larvas verde olivo con rayas longitudinales oscuras, sin glandubas en grupos, con pequeñas microespinas formando líneas transversas. Cuando se les molesta se defienden arqueando el cuerpo en forma de “barco vikingo” (*Neodiprion*) (Figura 3.6) (pase al punto 2).



Figura 3.6. Comportamiento de *Neodiprion* sp. al ser molestada, se defiende levantando la parte anterior y posterior.

2. Larvas con cabeza café-rojiza y cuerpo verde olivo con franjas oscuras longitudinales en porción dorsal (pase al punto 3)

– Larvas con cabeza negra y cuerpo verde olivo con franjas oscuras longitudinales en la porción dorsal (pase al punto 4)

3. Presenta una franja longitudinal café oscuro en la porción media del dorso con dos franjas claras a los costados y una oscura a nivel subdorsal, en el costado presenta una franja oscura debajo de la línea de espiráculo. El oculario es pequeño y circular. Inverna como huevecillo dentro de las acículas de las hojas, ataca preferentemente a *Pinus arizonica* en Chihuahua (Figura 3.7. a, b, c) .

***Neodiprion autumnalis*.**

– En el centro del dorso tiene una franja blanca con las orillas oscuras y a los lados dos franjas longitudinales anchas y una franja longitudinal ancha oscura a nivel subdorsal. El oculario es pequeño y circular. En el costado presenta dos líneas discontinuas formadas por manchas en forma de media luna, una debajo de la línea del espiráculo y otra en la base de los pseudopodos. Atacando *Pinus* sp. en Guerrero (Figura 3.7. d, e, f) ***Neodiprion de Guerrero*.**

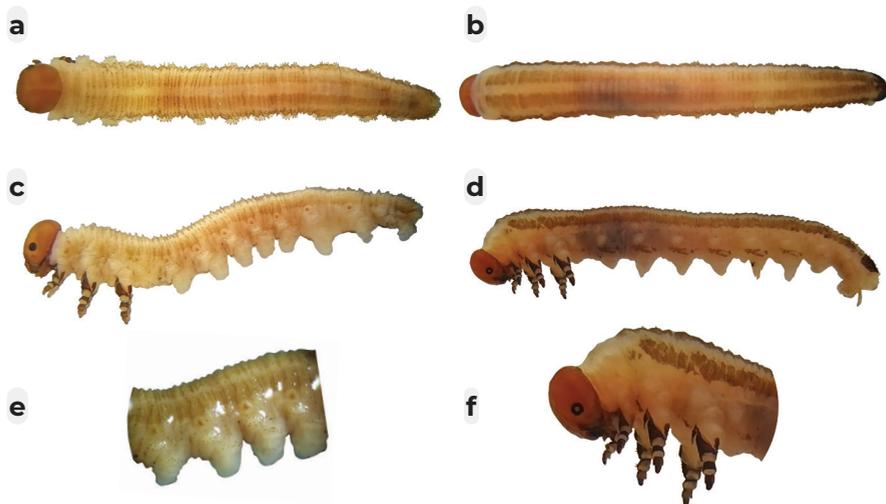


Figura 3.7. Larvas del género *Neodiprion* con cabeza café-rojiza. *Neodiprion autumnalis* (a, b y c) y especie de *Neodiprion* no descrita, presente en Guerrero (d, e y f).

4. Larvas con una franja delgada longitudinal clara en el centro del dorso y dos franjas anchas oscuras longitudinales a su costado. Presenta una franja oscura longitudinal a nivel subdorsal, mientras que en vista lateral se observan dos líneas discontinuas oscuras, una debajo de los espiráculos y otra en la base de los segmentos abdominales. Ataca *Abies concolor* y *Pseudotsuga menziesii* en Ciudad Madera, Chihuahua (Figura 3.8) ***Neodiprion abietis*.**

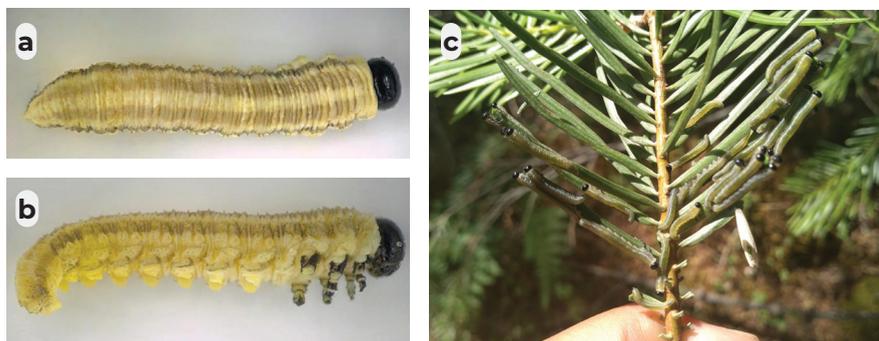


Figura 3.8. Larvas de *Neodiprion abietis* atacando *Abies concolor* en Madera, Chihuahua. Aspecto dorsal (a), vista lateral (b) y atacando el hospedero (c) (González et al., 2021).

– Larvas con una franja delgada longitudinal clara en el centro del dorso y dos franjas anchas oscuras longitudinales a su costado. Presenta una franja oscura longitudinal a nivel subdorsal, mientras que en vista lateral se observa una línea discontinua, con manchas oscuras arqueadas debajo de los espiráculos y rodeando a los lóbulos del preepipleurito y otra línea continua en la base de los segmentos abdominales. **Grupo *Neodiprion omosus*.**

a) Lóbulo del preepipleurito claro con manchas negras difusas y microespinas negras (Figura 3.9. c). ***Neodiprion omosus* de Aguascalientes.**

b) Lóbulo del preepipleurito claro sin manchas oscuras con microespinas negras (Figura 3.9. d). ***Neodiprion omosus* de Michoacán.**

c) Lóbulo del preepipleurito claro con las glandubas negras sin manchas oscuras con microespinas y base negra. No tiene la línea discontinua debajo del espiráculo (Figura 3.9. e). ***Neodiprion omosus* de Hidalgo.**

d) Base del lóbulo del preepipleurito con manchas oscuras en forma de media luna con microespinas negras. No tiene la línea discontinua debajo del espiráculo (Figura 3.9. f). ***Neodiprion omosus* de Hidalgo.**

e) Base del lóbulo del preepipleurito con una mancha oscura encerrándolo. El postepipleurito formando una línea discontinua, glandubas negras y muy notorias (Figura 3.9. g). ***Neodiprion omosus* de Veracruz.**

f) Base del lóbulo del preepipleurito sin mancha en la base, una línea discontinua no arqueada debajo del espiráculo. El postepipleurito con una mancha oscura en la base inferior (Figura 3.9. h). *Neodiprion omosus* de Veracruz.

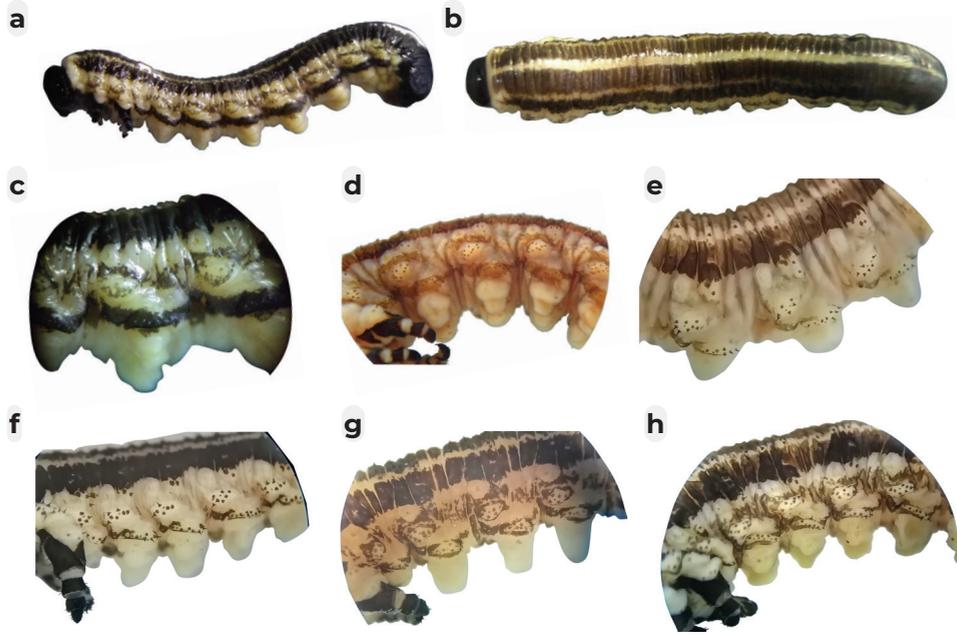


Figura 3.9. Larvas de *Neodiprion omosus* en vista lateral (a), vista dorsal (b), acercamiento del 3er segmento abdominal de poblaciones de Aguascalientes (c), Michoacán (d), Hidalgo (e y f), Veracruz (g y h).

– Larvas con una franja delgada longitudinal clara en el centro del dorso y dos franjas anchas oscuras longitudinales a su costado. Presenta una franja oscura longitudinal a nivel subdorsal. En vista lateral se observa una línea oscura longitudinal ancha debajo de los espiráculos que incluye a los lóbulos del epi-pleurito y una línea continua en la base de los segmentos abdominales (Figura 3.10). *Neodiprion bicolor*.

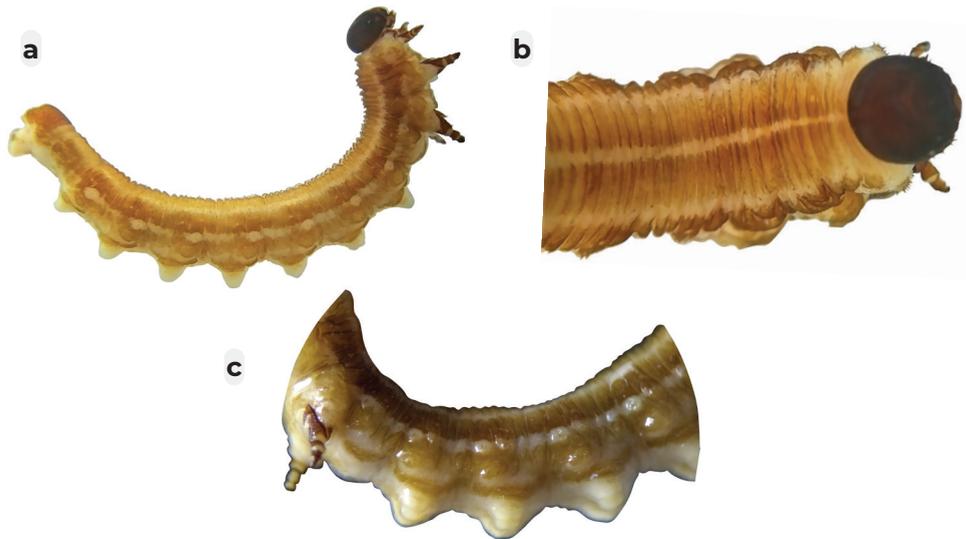


Figura 3.10. Aspecto de larvas de *Neodiprion bicolor* en vista lateral (a), vista dorsal (b) y acercamiento del 3er segmento abdominal (c). T

Clave para la identificación de larvas del género *Zadiprion*

Larvas claras con abdomen verdoso y porción torácica blanquecina o con manchas oscuras circulares, formando líneas discontinuas o cubriendo toda un área. Presentan glandubas claras y oscuras en formas de espinas en grupos y en líneas transversas. Cuando se les molesta, se defienden en grupo levantando la porción delantera y la regresan en forma rápida como un gusano “azotador”, sujetándose con la porción posterior del abdomen (*Zadiprion*) (Figura 3.11) (Pase al punto 1)



Figura 3.11. Comportamiento de larvas de *Zadiprion* sp. al ser molestada, se defiende como “azotador”.

1. Larvas de apariencia oscura debido a la presencia de bandas y manchas oscuras con glandubas oscuras solas o en grupos. (pase al punto 2)

– Larvas de apariencia clara con o sin glandubas como espinas de color claro u oscuro. (pase al punto 3)

2. Larvas con el cuerpo oscuro, con excepción del dorso de la porción torácica. Glandubas en grupos. Cabeza café con el oculario grande semicircular con la porción basal cóncava. En vista lateral, el área postespiracular presenta el lóbulo oscuro con 8 glandubas oscuras, a nivel del lóbulo del preepileurito se presenta una línea longitudinal clara con el lóbulo en esta área claro con glandubas

claras. Base de las pseudopatas oscurecido y se une con una mancha oscura ventral que ocupa toda el área (Figura 3.12). *Zadiprion townsendi*.

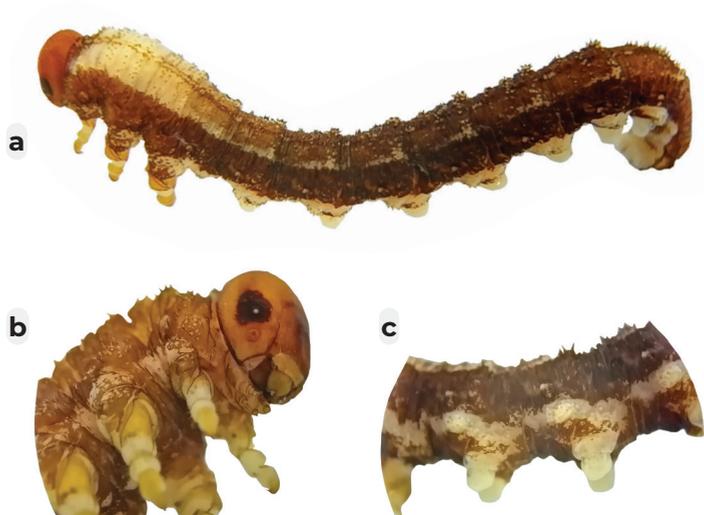


Figura 3.12. Larvas de *Zadiprion townsendi*, cuerpo completo (a), cabeza (b) y tercer segmento abdominal (c).

– Larvas muy similares a las de *Z. townsendi* con excepción del oculario grande y semicircular, que en este caso no tiene los bordes bien definidos en la porción curva y en la base presenta una proyección como línea que llega hasta la antacoria en la base de las antenas. Ataca *P. arizonica* en Caborachi, Chihuahua. (Figura 3.13). *Zadiprion circa townsendi*.

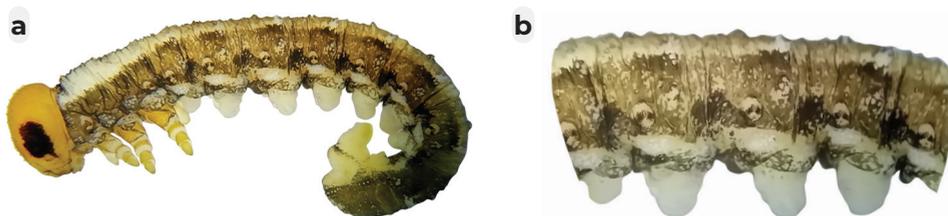


Figura 3.13. Larvas de *Zadiprion circa townsendi*, cuerpo completo (a), tercer segmento abdominal (b).

– Larvas de apariencia oscura con una línea longitudinal blanca en el centro del dorso y dos franjas café oscuro a los costados, presenta numerosas glandubas negras en grupos y formando líneas transversas, cabeza café anaranjado con el oculario pequeño y circular. En el costado existen manchas oscuras formando líneas discontinuas, lóbulos claros con glandubas oscuras (Figura 3.14).

Zadiprion morfoespecie 1 de Aguascalientes

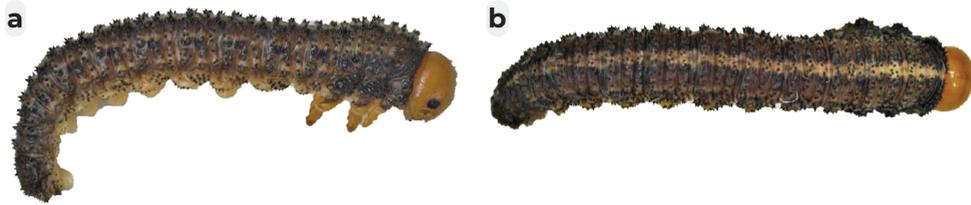


Figura 3.14. Larvas de *Zadiprion morfoespecie 1* presente en Aguascalientes, vista dorsal (a) y vista lateral (b).

– Larvas blanco amarillento con una franja ancha clara en el dorso, numerosas glandubas claras en grupos formando líneas transversas en los anillos A, B y C2. Las del anillo A, ausentes en el centro del dorso. Las de anillo B, son un poco más notorias en el centro del dorso y las del anillo C2, son las más notorias ya que se encuentran agrupadas en los lóbulos de los costados. Cabeza café anaranjado con el oculario grande subcircular con base cóncava con bordes irregulares. En vista lateral, se observan dos franjas anchas longitudinales juntas color café oscuras, la subdorsal más clara que las de los espiráculos. El lóbulo del área postespiracular y del preepipleurito claro, al igual que el área del espiráculo. Las franjas oscuras se unen con la mancha oscura ventral. Ataca *Pinus herrerae* en Chihuahua (Figura 3.15). **Zadiprion de Chihuahua.**

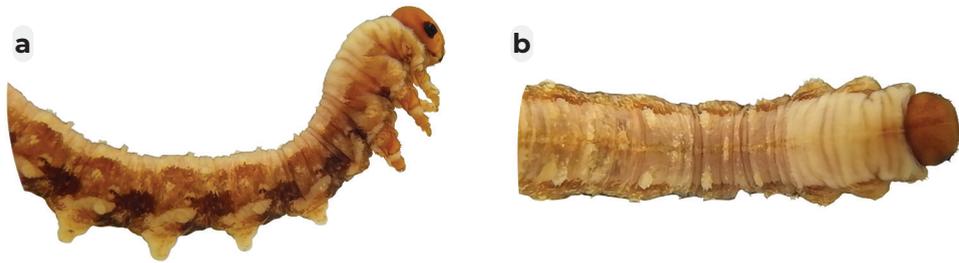


Figura 3.15. Larvas *Zadiprion* especie no descrita presente en Chihuahua, vista lateral (a) y vista dorsal (b).

3. Larvas de apariencia clara, pero con muchas proyecciones como espinas de color oscuro (pase al punto 4).

– Larvas de apariencia clara sin proyecciones como espinas de color oscuro. (pase al punto 5).

4. Larvas de apariencia clara con numerosas glandulas café oscuro formando líneas transversas. Cabeza café anaranjado con oculario pequeño y circular. En el centro del dorso muestra una línea blanca longitudinal con orillas café oscuro. En vista lateral presenta manchas que forman dos líneas discontinuas la subdorsal más ancha que la del espiráculo, en la porción torácica ambas líneas se unen (Figura 3.16). *Zadiprion ojeda*.



Figura 3.16. Larvas de *Zadiprion ojeda*, vista dorsal (a), vista lateral (b) y tercer segmento abdominal (c).

– Larvas de apariencia clara con numerosas glandubas café oscuro formando líneas transversas, en el centro del dorso muestra una franja longitudinal blanca con dos franjas café claro a su costado. Cabeza café con oculario pequeño y subcuadrado. En vista lateral presenta dos líneas oscuras discontinuas, la línea subdorsal formada por manchas oscuras en el anillo C1 y otra formada por el espiráculo y sus dos manchas oscuras que conforman la parte superior e inferior de una franja café claro. Ataca *Pinus* sp. en Guerrero (Figura 3.17). *Zadiprion circa ojedae* 1.

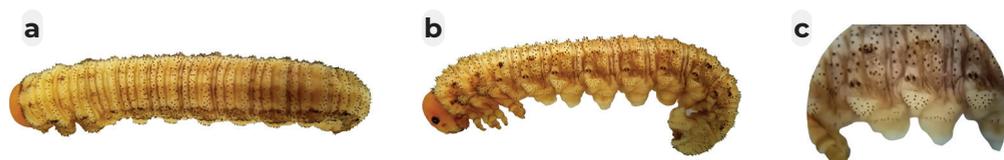


Figura 3.17. Larvas de *Zadiprion circa ojedae* 1, vista dorsal (a), vista lateral (b) y tercer segmento abdominal (c).

– Larvas de apariencia clara con una línea blanca en el centro del dorso con manchas oscuras formando líneas discontinuas oscuras a los costados. En la parte central de la línea blanca presenta unas manchas difusas café claro con excepción de la región torácica. Numerosas glandubas oscuras formando líneas transversas. Cabeza café anaranjado con oculario semicircular con ápice y base lineales. En vista lateral se observan dos líneas discontinuas, la superior conformada por manchas subdorsales rectangulares transversas en los anillos A y B, la inferior delgada a nivel de la línea de los espiráculos. Lóbulo del postepipleurito oscuro con 10 glandubas oscuras. Ataca *Pinus* sp. en Balleza, Chihuahua (Figura 3.18) *Zadiprion circa ojedae* 2.

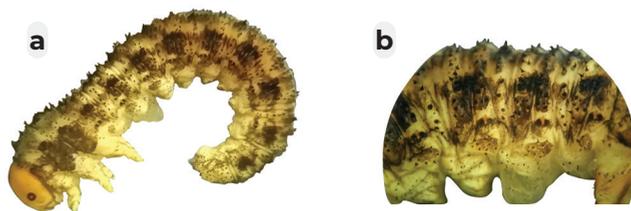


Figura 3.18. Larvas de *Zadiprion circa ojedae* 2, vista lateral (a) y tercer segmento abdominal (b).

5. Larvas claras con proyecciones pequeñas, sin manchas oscuras formando líneas discontinuas o manchas circulares aisladas. (pase al punto 6).

– Larvas claras con proyecciones notorias como espinas claras. (pase al punto 8).

– Larvas claras con manchas oscuras formando líneas discontinuas o manchas. (pase al punto 10).

6. Larvas claras con numerosas glandubas blanquecinas formando líneas transversas en anillos A, B y C2, las líneas en el anillo A no presenta glandubas en el centro del dorso, mientras que las del anillo B son más notorias, las glandubas pequeñas se observan como dos líneas en la porción media de cada segmento, las glandubas más grandes se ubican en la orilla del dorso en el anillo C2, formando un pequeño lóbulo con 8 a 10 glandubas. Cabeza café amarillento con oculario pequeño. (pase al punto 7).

7. Larvas claras sin proyecciones como espinas aparentes, ocularium pequeño y circular (Figura 3.19) *Zadiprion falsus*.



Figura 3.19. Larva de *Zadiprion falsus*.

– Larvas claras sin proyecciones, glandubas con microespinas aparentes, oculario pequeño y subcircular, en vista lateral tiene una franja longitudinal café claro tenue (Figura 3.20) *Zadiprion howdeni*.



Figura 3.20. Larva de *Zadiprion howdeni*.

– Cabeza café amarillento con el oculario pequeño y circular, lóbulo subdorsal con 4 glandubas claras formando una línea y 2 adelantadas en la porción media, lóbulo postespiracular con 6 glandubas claras, espiráculo con bordes oscuros y dos manchas rectangulares a su costado que resaltan con lo blanquecino del cuerpo, lóbulo del preepipleurito claro con 8 glandubas. Ataca *Pinus douglasiana* en Jalisco (Figura 3.21) ***Zadiprion de Jalisco***.



Figura 3.21. Larva de *Zadiprion* sp. muy parecida a *Zadiprion falsus*, presente en Jalisco.

– Oculario pequeño con lados lineales pentagonal, glandubas con microespinas presente en Sonora (Figura 3.22) ***Zadiprion circa falsus***.

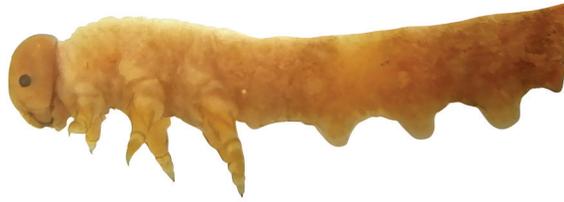


Figura 3.22. Larva de *Zadiprion circa falsus*.

8. Larvas claras con numerosas glandubas blanquecinas formando líneas transversas en los anillos A, B y C2, las glandubas pequeñas se observan como dos líneas en la porción media de cada segmento, las glandubas más grandes se ubican en el anillo C2 en la orilla del dorso formando un pequeño lóbulo con 8 a 10 glandubas (pase al punto 9).

9. Oculario grande semicircular con la porción basal cóncava. El tercer segmento abdominal, a nivel subdorsal se forma un lóbulo con 8 glandubas claras en líneas paralelas. En área postspiracular hay un pequeño lóbulo con 5 glandubas claras 4 en línea y 1 adelantada, lóbulo del prepleurito con 6 glandubas claras, mancha ventral difusa presente solo entre el primer y segundo par de patas torácicas (Figura 3.23) *Zadiprion roteus*.



Figura 3.23. Larva de *Zadiprion roteus*.

– El lóbulo subdorsal en tercer segmento abdominal con 10 glandubas claras. El área postspiracular presentan dos grupos pequeños de tres glandubas cada uno y el lóbulo en el prepleurito es blanquecino con 10 glandubas claras. Presenta en forma lateral una franja ancha longitudinal café oscuro que se une en la porción inferior con una mancha ventral que cubre toda el área (Figura 3.24) *Zadiprion morfoespecie 2 Aguascalientes*.

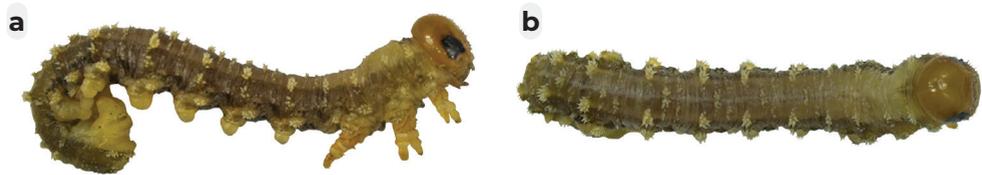


Figura 3.24. Larvas de *Zadiprion* especie no descrita presente en Aguascalientes. Vista Lateral (a) y vista dorsal (b).

– Larvas con una franja lateral longitudinal oscura presente en Oaxaca (Figura 3.25) *Zadiprion circa*.



Figura 3.25. Larvas de *Zadiprion* especie no descrita presente en Oaxaca.

– Larva con una mancha oscura lineal (Figura 3.26) *Zadiprion de Durango*.



Figura 3.26. Larva de *Zadiprion* especie no descrita presente en Durango.

10. Larvas blanco amarillento con cabeza negra y patas oscuras, sin glándulas en grupos, con manchas oscuras en cada segmento formando dos líneas discontinuas, una a nivel subdorsal conformada por manchas oscuras circulares y otra debajo del espiráculo con manchas en forma de semicírculo. Ataca *Pinus cembroides* en Coahuila (Figura 3.27) *Zadiprion rohweri*.



Figura 3.27. Larvas de *Zadiprion rohweri*. Vista dorsal (a), vista lateral (b) y tercer segmento abdominal (c).

– Larvas claras con una mancha longitudinal oscura en el centro del dorso y manchas oscuras circulares a nivel subdorsal de cada segmento formando una línea discontinua. Cabeza café rojizo con oculario pequeño y circular. En vista lateral presenta manchas alargadas que forman una línea discontinua a nivel del espiráculo, en el lóbulo del prepipleurito una mancha redondeada y en el área del postepipleurito manchas oscuras triangulares y en forma de media luna entre la base de los pseudopodos Ataca *Pinus jeffreyi* en Baja California (Figura 3.28) *Zadiprion jeffreyi*.



Figura 3.28. Larvas de *Zadiprion jeffreyi* de Baja California. Vista dorsal (a), vista lateral (b) y tercer segmento abdominal (c).

– Larvas claras con franjas oscuras sin glandubas en grupos. Presenta una mancha longitudinal café con dos líneas blancas delgadas a los costados y una franja ancha oscura a nivel subdorsal. Cabeza café anaranjado con oculario pequeño y circular. En vista lateral y solo en los segmentos abdominales muestra una mancha ancha longitudinal oscura abarcando desde abajo del espiráculo hasta la base de las falsas patas, dejando solo claras las áreas de los lóbulos del prepipleurito. Ataca *P. cembroides* en Tamaulipas (Figura 3.29) *Zadiprion borjai* sp. nov.



Figura 3.29. Larvas de *Zadiprion borjai* sp. nov. Presente en Miquihuana, Tamaulipas. Vista dorsal (a), vista lateral (b) y tercer segmento abdominal (c).

– Larvas blanco amarillento con una franja ancha clara en el dorso y una franja longitudinal ancha, negra a nivel subdorsal, resto del costado blanquecino, cabeza café rojizo, con oculario pequeño y circular. Ataca *Pinus chiapensis* en Veracruz (Figura 3.30) *Zadiprion* sp.

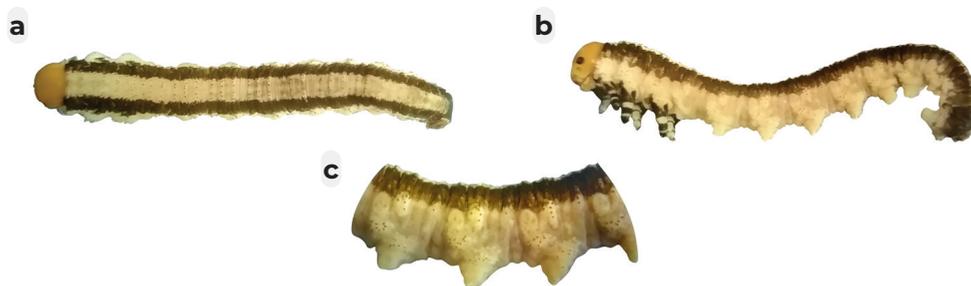


Figura 3.30. Larvas de *Zadiprion* especie no descrita presente en Veracruz. Vista dorsal (a), vista lateral (b) y tercer segmento abdominal (c).

– Larvas claras con dos líneas paralelas discontinuas de manchas oscuras en el centro del dorso, muy pocas microespinas negras, glandubas no en grupos. Cabeza café anaranjada con oculario pequeño y circular. En vista ventral las glandubas son café con una base negra, en la porción media se observa una línea discontinua conformada de grupos de tres manchas rectangulares transversas. Lóbulo del epipleurito oscuro con glandubas oscuras con base clara. Atacando *Pinus* sp. en Balleza, Chihuahua (Figura 3.31) ***Zadiprion de Chihuahua***.



Figura 3.31. Larvas de *Zadiprion* especie no descrita presente en Balleza, Chihuahua. Vista dorsal (a), vista lateral (b) y acercamiento del tercer segmento abdominal (c).

– Larva blanco amarillento con una franja blanca longitudinal ancha en el dorso y en el centro presenta dos líneas oscuras paralelas. No se observan glandubas en grupo. Cabeza café amarillento con el oculario pequeño y circular. En vista lateral presenta una franja oscura ancha longitudinal y las glandubas son oscuras con la base clara. El espiráculo es claro con el borde oscuro y sin manchas a su costado. Ataca *Pinus duranguensis* en “La Norteña”, Ejido el largo, Ciudad Madera, Chihuahua (Figura 3.32) ***Zadiprion de Chihuahua***.



Figura 3.32. Larvas de *Zadiprion* especie no descrita presente en “La Norteña”, Chihuahua.

Adultos

Los adultos de la familia Diprionidae presentan antenas con 13 o más segmentos, en las hembras son serradas y en los machos bipectinadas, sutura mesosternalpleural ausente, tibias sin espinas preapicales, Vena 2A+3A en el ala delantera completas, celda anal dividida con una vena transversa o vena 2A+3A fusionadas en la parte media con 1A, formando dos celdas anales. Existe dimorfismo sexual donde la hembra es más grande y puede ser de color claro u oscuro mientras que el macho es pequeño de color oscuro con

las antenas bipectinadas (Figura 3.33).

El cuerpo se divide en cabeza, tórax y abdomen. En la cabeza presenta un par de ojos compuestos y tres ocelos y un par de antenas con el escapo o segmento basal unido a la cabeza, al segundo segmento se le llama pedicelo y al resto se le denomina como flagelo, que está dividido en pequeñas porciones llamadas flagelomeros y a sus prolongaciones se les denomina “ramis”.



Figura 3.33. Aspecto de adultos de moscas sierra *Zadiprion ojeda*. Fotografía tomada por A. Ojeda.

El tórax está conformado por tres secciones el protórax, mesotórax y metatórax acorde a la posición. Estos a su vez se dividen en tres regiones, la dorsal (“notum”) lateral (pleural) y ventral (sternal). El “notum” se divide en pronoto, mesonoto que se encuentra subdividido en escutum anterior y un escutelum posterior, el primero a su vez presenta un par de lobulos medios y laterales. El Metanoto no está dividido, pero presenta un par de “cencrus” membranosos pare-

cidos a escamas que están involucrados en el pliegue de las alas (Figura 3.34). En forma lateral el pleuron se divide en Mesopleuron y Metapleuron. El primero se ubica en la porción media del cuerpo y se puede subdividir en mesepisternum que es la porción inferior y mesepimeron que es la porción cercana a las alas, este último se puede dividir en anepimeron y katepimeron. Las alas se desarrollan entre el área dorsal del pleuron y el margen lateral del notum en el meso y metatórax.

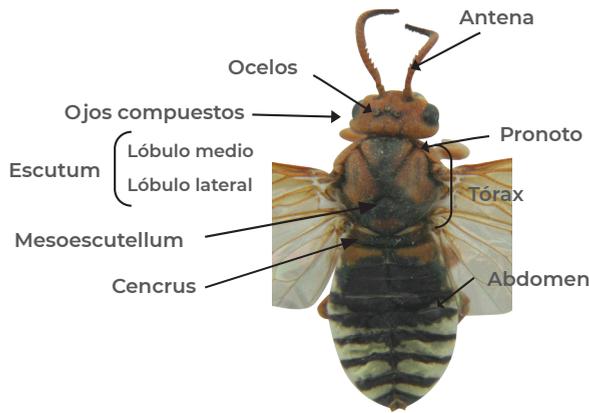


Figura 3.34. Aspecto dorsal de una hembra de *Zadiprion falsus*.

Las venas y celdas de las alas en las moscas sierra están bien desarrolladas y se nombran acorde a la nomenclatura citada por Daly et al., 1978 (Figura 3.35). En cada segmento torácico se ubica un par de patas que constan de coxa que es la porción unida al cuerpo, trocánter, fémur, tibia y tarsos que son llamados tarsómeros, en estos últimos en forma apical se encuentra una especie de estructura acolchonada llamada “pulvillia” en los tarsómeros 1–4 (Goulet, 1992).

El abdomen presenta 10 segmentos visibles, cada uno formado por un tergito dorsal y esternito ventral. En los machos los tergitos 9 y 10 están ocultos mientras que en las hembras están fusionados. El esternito 8 está reducido a dos escleritos laterales y el 9 es largo y el 10 presenta un par de cercos de un segmento. En las hembras en los segmentos 8 y 9 presentan apéndices que conforman el ovipositor que está compuesto de valvas o tapas la 1, 2 y 3 se observan externamente y se les denomina como funda del ovipositor (Goulet, 1992).

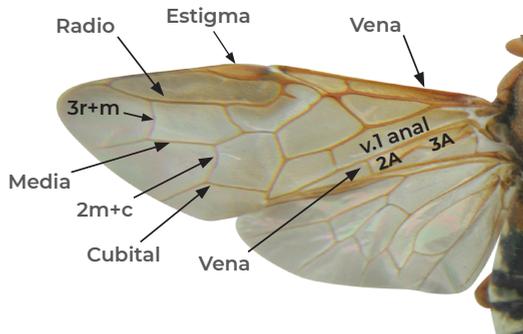


Figura 3.35. Alas de *Zadiprion falsus*, mostrando la nomenclatura de las venas principales longitudinales y algunos nombres de las venas transversas que las unen. Fotografía tomada por E. González G.

La familia Diprionidae tiene dos subfamilias: Monocteninae y Diprioninae. Los Monocteninae se diferencian porque en la celda anal presenta una

constricción en la parte media, mientras que en los últimos existe una vena transversa (Figura 3.36).



Figura 3.36. Diferencia entre las subfamilias de Diprionidae, en la parte superior *Monoctenus sanchezi* proveniente de Armadillo de los Infante San Luis Potosí atacando *Juniperus flaccida* y en la parte inferior *Neodiprion omosus* de la Sierra Fría, Aguascalientes atacando *Pinus halepensis*. Se señala con un marco oscuro como se une la vena 2A + 3A a la vena 1A, en el ala delantera, características que se emplea para diferenciar las subfamilias. Fotografía tomada E. González G.

Dentro de la sufamilia Monoc- teninae se presenta el género *Monoc- tenus*, mientras que en Diprioninae

se presentan los géneros *Zadiprion* y *Neodiprion*.

Monoctenus

Es un pequeño género de moscas sierra que se alimentan de Cupressaceae principalmente *Juniperus*, aunque también se han registrado ataques sobre *Thuja*. Se ha reportado en Europa, Japón y Norteamérica (Taeger y Blank, 2008). En América se distribuye desde las montañas Rocallosas, México y en Centroamérica.

En México, se describió inicialmente una especie como *Monoctenus sadadus* de especímenes recolectados de Durango y Veracruz en forma endémica por Smith (1975). En 2007, en Armadillo de los Infante, San Luis Potosí, en la Sierra de Álvarez, se observaron ataques por moscas sierra sobre el cedro blanco *Juniperus flaccida* en un área de 20 ha, la especie causante del daño fue *M. sanchezi* (Smith et al., 2010).

En 2017, en Ixcateopan de Cuauh-témoc, Guerrero, se detectó a *Monoctenus cuauthemoci* n. sp., afectando 460 ha de *J. flaccida* (De Lira-Ramos et al., 2022).

Durante 2012, en La Sierra Fría, Aguascalientes se determinó la presencia de otra especie no descrita de *Monoctenus* atacando en forma endémica táscate (*Juniperus deppeana*). En

julio del 2020 se detectó nuevamente en forma endémica a *Monoctenus* sp., en el predio "Peña del Gato".

Las hembras del género *Monoctenus* (Figura 3.37) son de 6.0 mm de longitud con las antenas negras y la cabeza naranja con el área ocelar, y pequeñas manchas negras arriba de las antenas y en los agujeros tentoriales, el tórax es negro pero el prescutum y los lóbulos laterales del mesonoto y la tégula rojas, patas negras con excepción de las patas posteriores que presentan la porción apical del fémur y el sexto basal de la tibia de color blanco, abdomen negro con franjas blanca laterales longitudinales, alas hialinas con venas y estigma café claro, el cuerpo y cabeza lisos y brillantes sin esculturas o marcas (Smith et al., 2010).



Figura 3.37. Hembra de *Monoctenus sanchezi*. Fotografía tomada por E. González G.

Clave para la identificación de adultos del género *Monoctenus*

1. Adultos recolectados sobre o provenientes de pupas de larvas que afectan *Juniperus* o *Cupresus*, tamaño pequeño negro brillante con tórax y cabeza café rojizo, la celda anal presenta una constricción en la parte media (Monocteniinae) (Figura 3.36) [\(pase al punto 2\)](#)

2. Adultos oscuros de tamaño pequeño 6.0 mm de longitud con la cabeza casi enteramente naranja solo con manchas oscuras en la base de las antenas y hoyos tentoriales, gran porción del tórax café-anaranjado, abdomen negro con líneas blancas y base de la tibia posterior blanca (Figura 3.38) *Monoctenus sanchezi*.



Figura 3.38. *Monoctenus sanchezi* en vista lateral. Fotografías tomadas por E. González G. y D.R. Smith et al., 2010.

– Adultos muy similares a *M. sanchezi* con excepción de las manchas oscuras en la cabeza que cubren gran parte de la frente, área postocelar cílopeo y labrum, así como las proyecciones de los flagelomeros (rami) en la porción central de las antenas presentan una longitud del doble de la longitud del flagelomero (Figura 3.39), abdomen enteramente oscuro. *Monoctenus sadadus*.

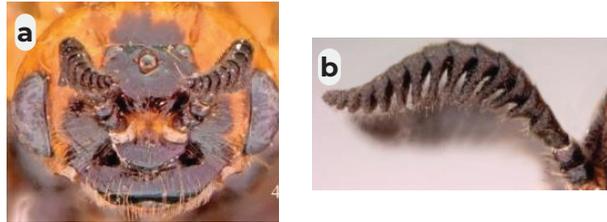


Figura 3.39. *Monoctenus sadadus* en vista frontal (a) y acercamiento a la antena donde se pueden observar los ramis (b). Fotografías tomadas por D.R. Smith et al., 2010.

– Adultos de 8 mm (Figura 3.40) antenas negras de 15 antenomeros, del 2 a 9 presentan los ramis grandes, pero no del doble de la longitud del flagelomero. En el área ocelar presenta una mancha negra que se une con dos manchas semicirculares que alcanzan la porción interna media y superior de las órbitas internas de los ojos compuestos, abarcando los “sockets” antenales. A los costados externos de los sockets antenales presenta un área naranja que interrumpe la mancha a los costados de los “sockets” y en la porción inferior interna de los ojos compuestos, cílopeo y labrum. *Monoctenus cuauhtemoci n. sp.*



Figura 3.40. *Monoctenus cuauhtemoci n. sp.*, de Ixcateopan de Cuauhtémoc, Guerrero. Vista ventral (a), frontal (b) y lanceta del ovipositor (c). Fotografías tomadas por B. Torres Huerta y K.V. De Lira-Ramos.

– Adultos de 7–8 mm (Figura 3.41) de apariencia oscura con la porción delantera del tórax y cabeza café claro antenas serradas oscuras con 17 antenómeros, los ramis de la porción media son más grandes, pero no más que la base. Presenta una mancha oscura desde los ocelos llegando al margen interno de los ojos compuestos cubriendo también al clípeo y labrum. *Monoctenus n. sp.* **Aguascalientes.**



Figura 3.41. *Monoctenus n. sp.*, de Aguascalientes. Vista dorsal (a), frontal (b) y ovipositor (c).

Zadiprion

Para separar a los adultos de moscas sierra de los géneros *Zadiprion* y *Neodiprion*, la primera característica es la coloración general del cuerpo, donde *Zadiprion* tiene una apariencia más robusta y clara que *Neodiprion*, la cual presentan tonalidades oscuras o

combinaciones de negro, café y rojizo y en el basitarso de la pata posterior de las hembras el colchón pulvillar del basitarso posterior es casi tan largo como el basitarsomero y en *Neodiprion* es más corto (Figura 3.42. a y b).

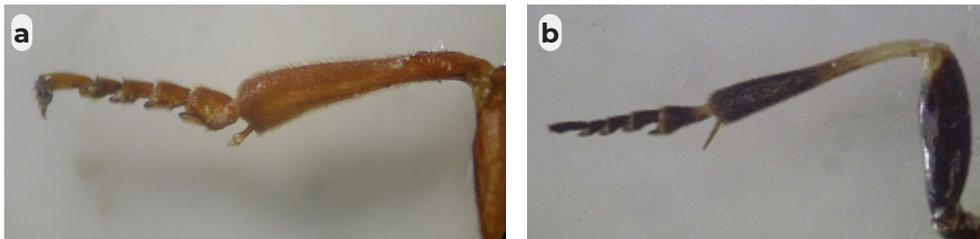


Figura 3.42. Aspecto del basitarso de la pata posterior de hembras; *Zadiprion* (a) y *Neodiprion* (b).

Zadiprion Rohwer es un género de moscas sierra que se alimentan de *Pinus* spp., son nativos del oeste de los EEUU, México y Guatemala, (Smith, 1971; Smith *et al.*, 2012).

Se caracterizan por presentar el área supraclipeal redondeada no tuberculada, antenas serradas en las hembras con 20 a 26 antenómeros, mientras que en los machos son de 22 a 26 bipectinadas a excepción de

los últimos cinco apicales que son unipectinados. En el ala delantera la vena 2A+3A se separa de 1A por una vena transversa. Los adultos de este género son más fuertes y robustos que los de *Neodiprion*. Las hembras presentan la cabeza y tórax completamente café rojizo a amarillento con el abdomen blanco con marcas rojizas (Figura 3.43), mientras que los machos son negros con manchas blancas-amarillas en la cabeza y abdomen Smith *et al.*, 2012).

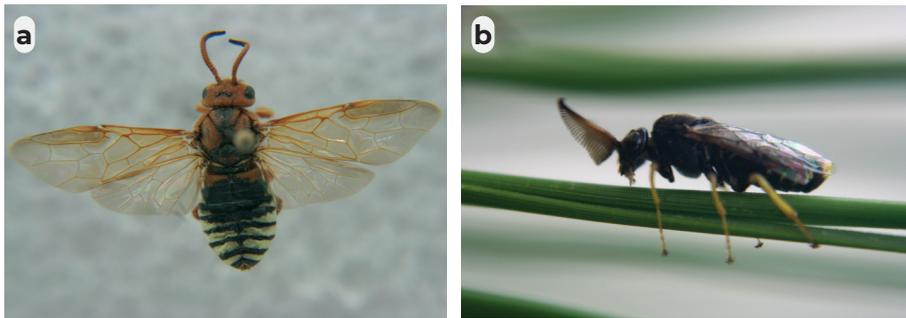


Figura 3.43. Apariencia de los adultos de *Zadiprion falsus*. Hembra (a) y macho (b). Fotografías tomadas por E. González G.

Clave para la identificación de adultos del género *Zadiprion*

1. Hembras grandes robustas, con cabeza, tórax y abdomen de colores café-anaranjado-amarillento con el colchón pulviliar en el tarso basal de la pata posterior casi tan largo como el tarso basal (*Zadiprion*) (pase al punto 2).

2. La lanceta del ovipositor presenta el primer “anulus” (pase al punto 3).

– La lanceta del ovipositor no presenta el primer “anulus” (pase al punto 5)

3. Hembra con cabeza y el tórax generalmente de color marrón rojizo con las órbitas internas, genas, franjas a cada lado del mesoprescutum, mesoscutellum, esclerito postspiracular y mancha postero-central en el mesepisternum amarilla (Figura 3.44). Primer anillo de lanceta recto, con unos 11 dientes pequeños. *Zadiprion townsendi*.



Figura 3.44. Apariencia de los adultos de *Zadiprion townsendi*. Hembra (a) y lanceta (b). Fotografías tomadas por D.R. Smith et al., 2012.

– Hembras con cabeza y tórax café rojizo–amarillento y el abdomen blanco con marcas dorsales oscuras en mayor proporción en la parte basal. Mesepisternum café rojizo con una banda oscura en la parte media. Primer anillo de lanceta recto con 2 o 3 dientes grandes (Figura 3.45) *Zadiprion falsus*.



Figura 3.45. Hembra de *Zadiprion falsus*. Vista dorsal (a) y lanceta del ovipositor (b) (González et al., 2014).

– Anulus en forma de “U” invertida cerca del dorso de la lanceta. Mesepisternum amarillo unicolor o marrón rojizo con raya negra central. (pase al punto 4).

4. Las hembras con la cabeza y el cuerpo claros, brillantes con pocas puncciones y sin microescultura que opaque la superficie (Figura 3.46). *Zadiprion rohweri*.

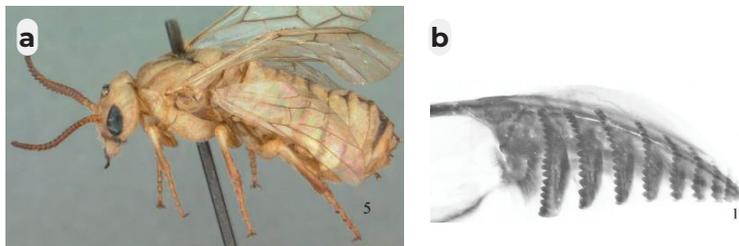


Figura 3.46. Hembra de *Zadiprion rohweri*. Vista dorsolateral (a) y lanceta mostrando “U” invertida (b) (Smith et al., 2012).

– Hembra casi completamente amarilla; ápice mandibular marrón, antena dentada con 21–22 antenómeros con los primeros 3 o 4 marrón oscuro, banda negra muy estrecha alrededor de cada ocelo, mancha negra en los lóbulos laterales del mesonoto, debajo de la superficie del fémur anterior negro, y tibias (excepto bases externas) y tarsos negros. Alas hialinas; venas marrones. Ataca *P. jeffreyi* en Baja California (Figura 3.47) *Zadiprion jeffreyi*.



Figura 3.47. Hembra de *Zadiprion jeffreyi*. Vista dorsolateral (a) y lanceta mostrando “U” invertida (b) (Smith, 2019).

– Hembra (Figura 3.48), con las suturas en el tórax oscuras, cabeza amarilla con manchas oscuras triangulares alrededor de los ocelos, que se continúan en el área postocelar de los ocelos laterales hacia el occipucio. Antenas serradas de 20 antenómeros café claro y los apicales café oscuro. El tórax es amarillento con el lóbulo medio del mesoescutum con una mancha tenue café claro en la porción anterior y la quilla central café oscuro, lóbulos laterales cada uno con dos líneas de manchas oscuras longitudinales paralelas con los costados rectos, pero de forma irregular. *Zadiprion borjai* sp. nov.

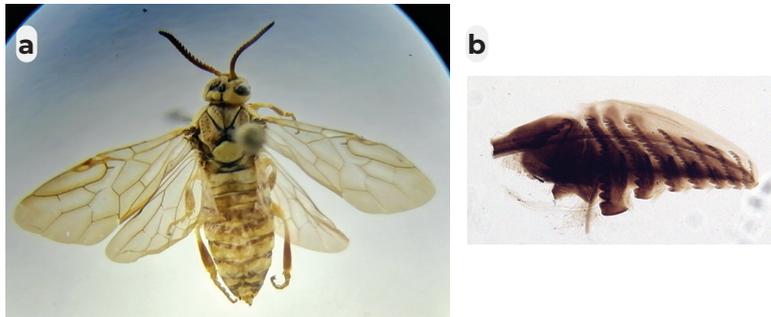


Figura 3.48. Hembra de *Zadiprion borjai* n. sp. encontrada en Tamaulipas. vista dorsal (a) y lanceta mostrando “U” inverida (b). Fotografías tomadas por K.V. De Lira-Ramos.

5. Hembras con cabeza, tórax y abdomen completamente café rojizo-amarillento. Segundo y tercer anillo marcadamente divergentes; del tercer anillo al ápice marcadamente curvado anteriormente cerca del dorso de la lanceta (Figura 3.49); primera serrula 2X o más ancha que la segunda serrula. *Zadiprion ojeda*.



Figura 3.49. Hembra de *Zadiprion ojeda*. Vista dorsal (a) y lanceta (b) (González et al., 2014).

– Segundo y tercer anillo casi paralelos; anillos más rectos cerca del dorso de la lanceta; primera serrula sólo un poco más ancha que la segunda serrula. (pase al punto 6).

6. Hembra color amarillento, con el abdomen blanco y franjas negras; antenas aserradas, con 23 flagelómeros. La distancia entre el segundo y el tercer anillo en la mitad ventral de la lanceta es mayor que la distancia entre el tercer y el cuarto anillo (Figura 3.50) *Zadiprion howdeni*.

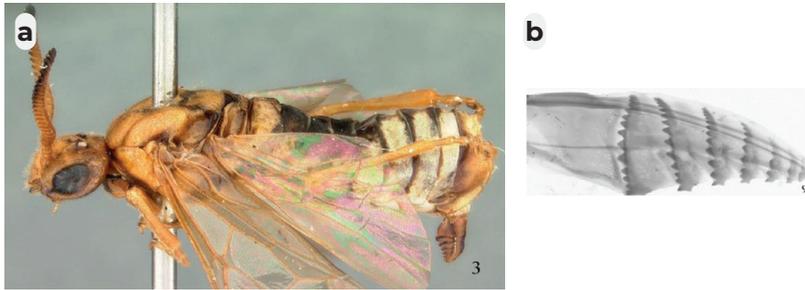


Figura 3.50. Hembra de *Zadiprion howdeni*. Vista dorsolateral (a) y lanceta del ovipositor (b) (Smith *et al.*, 2012).

– En las hembras, las órbitas internas, las genas, la mancha en el meso-prescutum y la mancha postero-central en el mesepisternum son amarillas. La lanceta (Figura 3.51) es similar a la de *Z. howdeni* excepto por ligeras diferencias en el segundo y tercer anillo, que están más juntos. *Zadiprion roteus*.

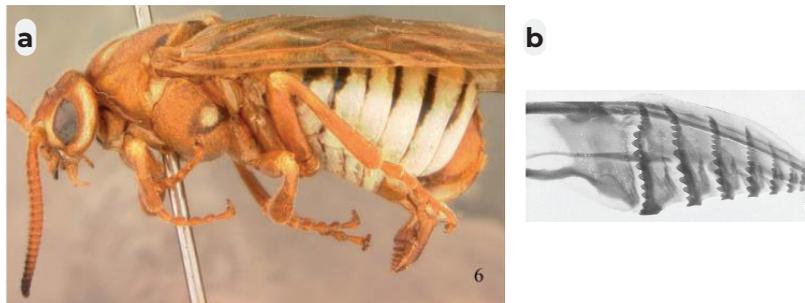


Figura 3.51. Hembra de *Zadiprion roteus*. Vista lateral (a) y lanceta del ovipositor (b) (Smith *et al.*, 2012).

Neodiprion

El género *Neodiprion* Rohwer está integrado por 32 especies que se encuentran principalmente en Norte y Centroamérica su distribución se extendiendo hasta El Salvador; sin embargo, se han detectado algunas especies en Eurasia; ataca principalmente a *Pinus*, aunque también se le ha reportado en *Picea*, *Tsuga* y *Pseudotsuga*.

En este género la unión de la vena 2A+3A con la 1A es mediante una vena transversal, en las hembras el colchón pulvillar del basitarso posterior es más corto que el ancho apical del basitarsomero. Antenas de 15 a 20 segmentos, en los machos son bipectinadas, el tórax especialmente en los machos es liso brillante y sin punciones o con algunas grandes en el mesoescutellum (Figura 3.52) (Smith, 1993).



Figura 3.52. Apariencia de hembra de *Neodiprion omosus* (a) y *Neodiprion autumnalis* (b). Fotografías tomadas por E. González G.

Para diferenciar las especies de mosca sierra en estado adulto se consideran principalmente las hembras y la lanceta de su ovipositor. A continua-

ción, se muestra una clave adaptada de Smith, 1988; Smith *et al.*, 2010; Smith *et al.*, 2012 y González y Sánchez, 2018.

Clave para la identificación de adultos del género *Neodiprion*

1. Hembras con el cuerpo negro brillante con las patas negras a excepción de las tibias que presentan el cuarto basal al tercio apical blanco. (pase al punto 2).

– Hembra con cabeza amarillenta, escapo y pedicelo café. El tórax en vista dorsal es amarillento; con dos manchas longitudinales oscuras en la parte anterior del lóbulo medio del mesoscutum. Mesoscutellum amarillento. Alas café-amarillentas. Patas amarillas de tono uniforme. El abdomen en vista dorsal presenta terguitos café-amarillentos; en vista ventral, esternitos amarillos, excepto la parte próxima al tórax que es ligeramente grisácea. Lanceta con nueve anillos paralelos y equidistantes; el primero más pequeño que el segundo y tercero (Figura 3.53). El lóbulo ventral del segundo anillo es pequeño y solo ligeramente mayor que el lóbulo ventral del tercer anillo. La proyección del lóbulo ventral del segundo anillo es ligera con referencia al margen ventral. *Neodiprion abietis*.

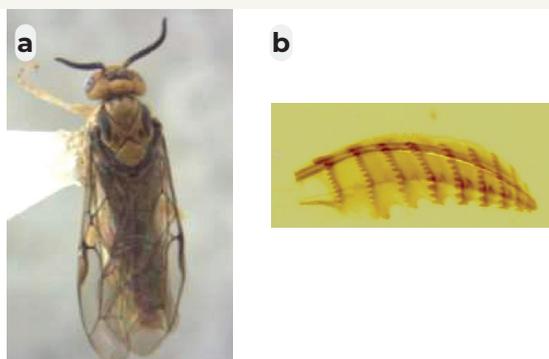


Figura 3.53. Hembra de *Neodiprion abietis* en vista dorsal (a) y lanceta del ovipositor (b). Fotografías tomadas por E. González G.

2. La lanceta del ovipositor presenta el 1er “anulus” con menos de nueve dientes y los “anulus” 2° a 4° con menos de 11 dientes triangulares grandes. Margen inferior de la 2° serrula recto (Figura 3.54. a y b) *Neodiprion omosus*.



Figura 3.54. Hembra de *Neodiprion omosus* en vista dorsal (a) y lanceta del ovipositor (b). Fotografías tomadas por E. González G.

– Hembras con cabeza y tórax negro, pero con el abdomen naranja amarillento, las patas naranja-amarillento con la base de los fémures oscuros. La lanceta presenta los “anulus” con dientes pequeños y triangulares, el 1° “anulus” con 13 – 14 diente-cillos y el 2° con 16–18 mientras que en los 3° y 4° “anulus” con 12–14. La 2da serrula es pequeña y truncada en el ápice (Figura 3.55. a y b) *Neodiprion bicolor*.

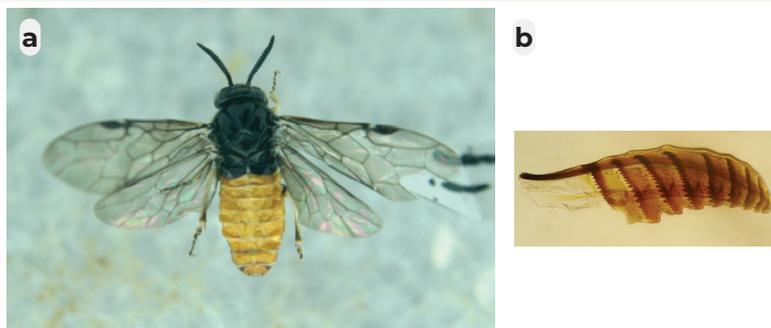


Figura 3.55. Hembra de *Neodiprion bicolor* en vista dorsal (a) y lanceta del ovipositor (b). Fotografías tomadas por E. González G.

– Hembras de apariencia oscura con la cabeza roja con antenas y ojos negros, el tórax es negro con manchas cafés cerca de las suturas, abdomen oscuro –verdoso y patas café rojizas. El ovipositor presenta la segunda serrula mucho más grande y curvada que la tercera (Figura 3.56. a y b) *Neodiprion autumnalis*.

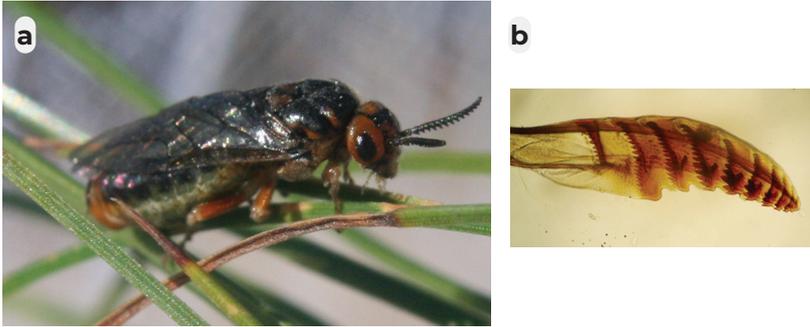


Figura 3.56. Hembra de *Neodiprion autumnalis* vista dorsal (a) y lanceta del ovipositor (b). Fotografías tomadas por E. González G.

Control de moscas sierra con agentes microbianos y Virus de Poliedrosis Nuclear

Karla Vanessa De Lira Ramos, Ernesto González Gaona, Raquel Cossio Bayugar, Alejandro Pérez Panduro y Estefan Miranda Miranda

La aplicación de plaguicidas de síntesis química en bosques no es correcta debido a los efectos colaterales que se presentan sobre especies no objeto de control (aves, peces, otros insectos como abejas, hormigas, etc.) así como por los riesgos de contaminación del ambiente y las intoxicaciones de animales silvestres y al mismo hombre. Aunque bajo ciertas condiciones se puede justificar cuando existen ataques sobre árboles de alto valor estético o en parques y jardines donde no se permite la afectación por dañar las áreas recreativas.

Una alternativa es el empleo de los agentes naturales de control que inciden sobre la plaga. Cuando el hombre los manipula, favorece, introduce o preserva, se puede señalar que se están realizando estrategias de control biológico. Se conoce que las poblaciones de moscas sierra son afectadas por diversos agentes de control natural, tales como aves, bacterias, insectos depredadores, hongos y nematodos entomopatógenos, parasitoides, protozoarios, ranas, roedores y virus.

Es importante diferenciar entre larvas de moscas sierra enfermas y larvas sanas, para identificar los agentes de control microbiano nativos que las están afectando. Las larvas enfermas presentan color oscuro, cuerpos blandos o correosos, en ocasiones se alejan de la población (Figura 4.1). Generalmente, cuando son infectadas por algún hongo, se puede observar la presencia de muscardina blanca (*Beauveria bassiana*) o muscardina verde (*Metarhizium anisopliae*) (Figura 4.1. e y f).

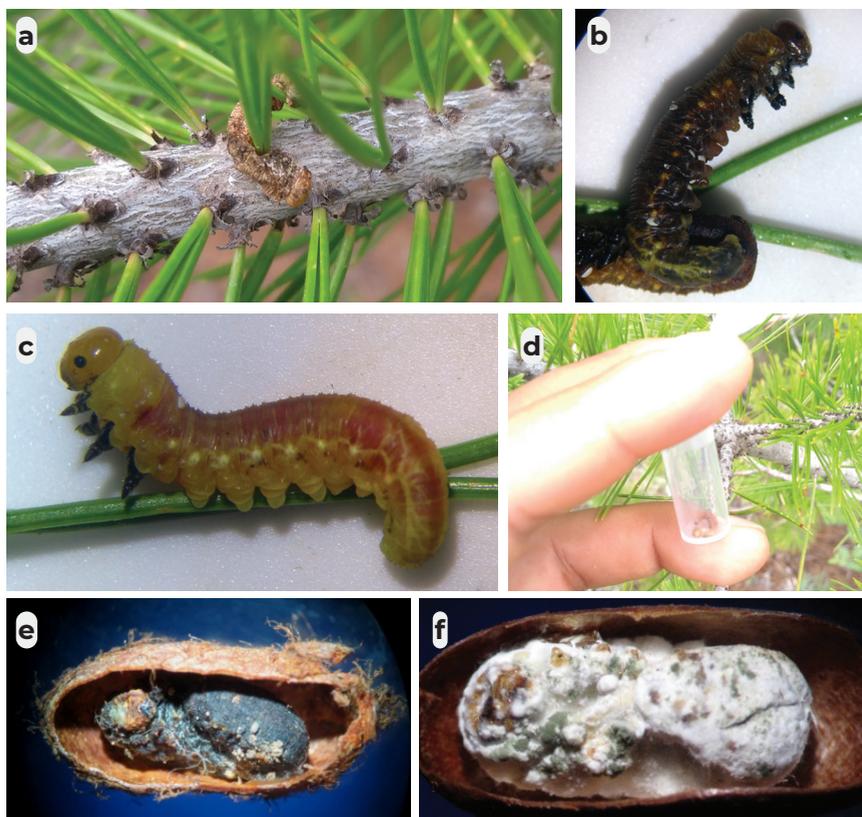


Figura 4.1. Aspecto de larvas de moscas sierra que presentan daño por agentes de control microbiano. Larva de *Zadiprion borjai* afectada aparentemente por un hongo (a), aparentemente afectada por una bacteria (b) y por parasitoides (c). Forma de preservar una larva afectada por una agente microbiano en campo (d). Cocones con larvas en su interior que fueron afectadas por hongos entomopatógenos (e y f). Fotografías tomadas por F. Bonilla, CONAFOR, Jalisco.

Las larvas detectadas en campo con alguna de las características mencionadas anteriormente, se deben recolectar individualmente en viales de 1.5 ml con gel desecante (Figura 4.1. d), para ser transportadas al laboratorio para su procesamiento de aislamiento e identificación del agente causal.

En México, diversas muestras obtenidas en campo, han presentado larvas infectadas por hongos de varias especies, pero algunas de ellas no han sido determinadas a nivel de especie, ni tampoco caracterizado su potencial biológico contra las moscas sierra (Figura 4.2).

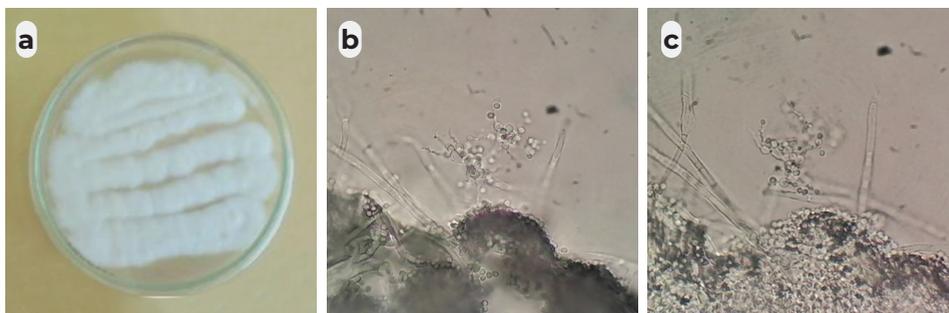


Figura 4.2. Hongo entomopatógeno, *Beauveria bassiana*, aislado de larvas de *Zadiprion oje-dae* en medio de cultivo artificial PDA (a). Estructuras microscópicas de *Beauveria bassiana* vistas al microscopio compuesto a 100X del aislamiento BbC9D (b) y aislamiento BbC10D (c).

Por otra parte, *Bacillus thuringiensis* es la bacteria entomopatógena más importante para el control de insectos, ha sido aislada de muestras del suelo, de la superficie de plantas, de insectos muertos y de granos almacenados. Los aislamientos de esta bacteria han mostrado un amplio rango de especialización sobre diversos grupos de artrópodos como Lepidoptera, Díptera, Coleoptera, Hymenoptera, Homoptera, Phthiraptera, Mallophaga, Acarida e, incluso, otros como nematelmintos y platelmitos (García-Robles *et al.*, 2001).

En este sentido, cepas de *B. thuringiensis* PS140E2, PS86Q3 y PS211B2, activas contra hormigas como *Monomorium pharaonis* L, fueron exploradas contra la mosca sierra común de los pinos (*D. pini*) y la mosca sierra telarañera en *Picea*, (*Cephalcia abietis* L.), (García-Robles *et al.*, 2001), pero solo una (PS86Q3) presentó una actividad moderada contra *D. pini* (35–75

% de mortalidad), dependiendo de la fracción proteica evaluada. Esta cepa tiene un cristal bipiramidal compuesto de cinco proteínas de 155, 135, 116, 97 y 58 kDa, de las cuales, la proteína de 155 kDa provee la toxina Cry5B, mientras que las otras son Cry5A, aunque estas últimas son fragmentos proteolíticos de aquella, ya que mediante PCR se observó que esta cepa solo contiene genes Cry5Ac y Cry5Ba. Además, se considera que la Cry5A es específica contra himenopteros y utiliza los mismos pasos en el mecanismo de acción que las toxinas Cry1 (García-Robles *et al.*, 2001).

Se han aislado bacterias del tipo *Bacillus* spp. a partir de poblaciones enfermas de moscas sierra (Figura 4.3). Sin embargo, es necesario continuar con estudios para conocer su identificación a nivel especie y su efectividad biológica sobre larvas de moscas sierra.

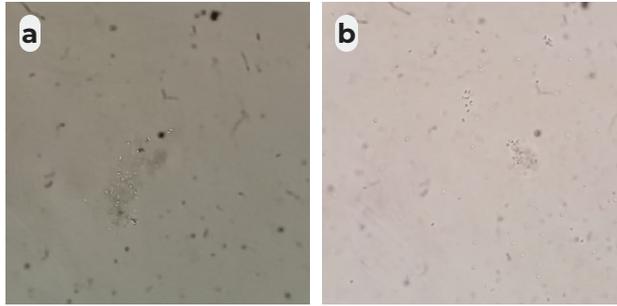


Figura 4.3. Bacterias entomopatógenas del tipo *Bacillus* aisladas a partir de cadáveres de *Zediprion ojedae* vistas a través de un microscopio compuesto a 100X. Bacterias de tamaño mediano (a) y bacterias de tamaño pequeño (b).

Los virus son los agentes patogénicos más especializados y son entidades submicroscópicas intracelulares, constituidas por ácido nucleico (DNA o RNA de cadena doble o sencilla) envuelto en una cápside proteínica (Ibarra y Del Rincón, 1998).

Se ha considerado que las larvas de moscas sierra muertas por infecciones de Virus de Poliedrosi Nuclear son blandas, negras y que cuelgan boca abajo del follaje (Dixon, 2004; Olofsson, 1987); sin embargo, se ha observado en campo que pocos cadáveres blandos (licuados), negros y colgantes, muestran pocos poliedros baculovíricos; en cambio todos los cadáveres tienen abundantes bacterias (diversas especies) e incluso hifas fúngicas (Dr. Alejandro Pérez Panduro, comunicación personal).

Normalmente, los cadáveres con abundantes poliedros y pocas bacte-

rias han sido duros. El porqué de las larvas de moscas sierra muertas por infección baculovírica son firmes y los cadáveres de *Lepidoptera* son blandos, no es claro; pero posiblemente se debe al hecho de que los baculovirus de moscas sierra atacan solo a los intestinos, mientras que los de *Lepidoptera* atacan a todos los tejidos, excepto el sistema nervioso.

Por su parte, los mecanismos de infección de los baculovirus de moscas sierra, si son semejantes a los de los descritos para *Lepidoptera*: las larvas sanas se infectan al comer follaje contaminado por virus; la lluvia disemina la enfermedad dentro del árbol mientras que organismos carroñeros, pájaros y parasitoides la dispersan entre localidades. Larvas con infecciones ligeras o infectadas al final de su desarrollo pueden pupar y el adulto puede transmitir el virus a su descendencia, mientras que las larvas resultantes transmiten la

infección dentro de su cohorte, al resto de ella, lo cual ocasiona mortalidad generalizada en la siguiente generación. En nuestro país se han detectado varias cepas nativas de VPN en poblaciones de *Zadiprion* y *Monoctenus* que

pueden ser empleadas para el control de este tipo de defoliadores. A continuación, se plantea una forma de reproducirlos y de emplearlos en campo.

Producción Artesanal del Virus de Poliedrosis Nuclear

Las características específicas de las larvas a recolectar en campo para el incremento de Virus de Poliedrosis Nuclear (VPN) son: larvas de tercer o cuarto estadio, que estén separadas del núcleo de la población, ya que las infectadas con VPN presentan el hábito de separarse del grupo de larvas sanas (Figura 4.4. a). También se deben recolectar aquellas larvas muertas que se encuentran en el piso alrededor del fuste del árbol, con aspecto coriáceo, pero sin perder su turgencia (Figura 4.4. b) o estructura y/o que parezcan más bien afectadas por hongos entomopatógenos, dado que cuando la muerte es por bacteria presentan una apariencia de cuerpos licuados y blandos y en el caso de VPN en moscas sierra, quedan endurecidas (distinto a lo que se observa en Lepidópteros).

Durante el proceso de recolecta se debe observar si existen larvas oscurecidas, apartadas del resto de la colonia, o larvas colgando con la cabeza dirigida hacia abajo (sintomatología y comportamiento típico de larvas

muertas por VPN en lepidópteros) o muertas en la base del árbol defoliado que estén endurecidas y aún conservan algo del color original (sintomatología observada en larvas de *Zadiprion* sp. infectadas con VPN) (Figura 4.4. c). Aunque, cabe mencionar que cualquier larva muerta recolectada puede ser sujeta a la detección de VPN.

Por ejemplo, las larvas recolectadas aparentemente sanas y muertas durante el traslado también pueden presentar VPN encubiertos y solo se manifiestan una vez que la larva se somete a estrés.



Figura 4.4. Comportamiento de larvas infectadas por VPN que se separan de la mayoría de la población (a). Larvas de *Zadiprion* sp. muertas endurecidas, conservando su color original en la base de un árbol defoliado (b) y oscurecidas colgando con la cabeza dirigida hacia abajo (c) y apariencia observada en larvas infectadas por VPN (b y c) en Sierra de Ixtapa, Guerrero.

Este tipo de larvas se recolectan en forma individual (Figura 4.5. a) o en número de cinco a diez en frascos tipo Falcón de 15 ml, a los cuales se les agrega gel desecante en la parte inferior, después una capa de algodón y en la superficie donde se colocan las larvas una pequeña cartulina que evite el contacto con el desecante (Figura 6. b) y se etiquetan los frascos con los datos de la localidad y la leyenda “sospechosos

de muerte por virus”, lo anterior con la finalidad de retirar la humedad y evitar que otros microorganismos degraden el cuerpo de la larva y se mantengan como “momias”. En caso de no contar con este tipo de frascos preparados se pueden emplear cajas Petri de plástico de 2.5 cm de diámetro y las larvas se colocan en forma individual, se cierran y se etiquetan.

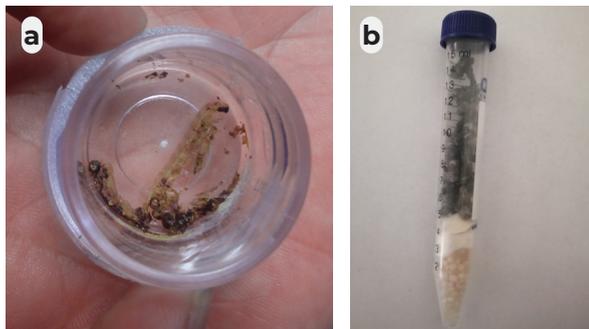


Figura 4.5. Formas de conservar larvas infectadas con VPN forma individual (a) y en forma colectiva en tubos Falcón (b).

Para el incremento del VPN, se puede recolectar follaje del año anterior; sin embargo, para evitar sesgo se recomienda recolectar ramas de las mismas condiciones donde se encuentra el brote de “moscas sierra”.

En general, las ramas con larvas de los últimos estadios se ponen en hieleras para su transporte. Sí las larvas son pequeñas, entonces es necesario cortar ramas extras que sirvan de alimento que se ponen en otra hielera y se coloca un letrero que señale que es alimento que se deberá colocar dentro de una bolsa y mantenerse en el refrigerador a 10°C para conservar el alimento fresco el mayor tiempo posible.

Durante el transporte es necesario mantener las muestras frescas o frías a temperatura aproximada de 10°C empleando gel congelado y cuidar que no se expongan al sol, para evitar altas temperaturas dentro de los contenedores o poner bolsas con hielo en el interior de la hielera para mitigar el efecto de la temperatura durante el traslado, cabe mencionar que las larvas no se mueren por bajas temperaturas pero si por ahogamiento, por lo cual es necesario revisarlas frecuentemente y eliminar el exceso de agua. Las larvas se distribuyen a los colaboradores en botes de plástico de 4.0 L de capacidad con tapa ventilada y alimento para el transporte.

Análisis preliminar de la presencia de VPN

Cada uno de los ejemplares de larvas muertas recolectadas en campo, así como los que murieron durante el traslado al laboratorio, de las larvas vivas recolectadas en campo, y las muertas durante su confinamiento en laboratorio, se revisan bajo microscopio óptico con contraste de fases de campo oscuro con aumentos de 400 o 1000X (Figura 4.6. a y b). Para lo cual, se toma una pequeña porción del cuerpo de la larva con unas pinzas entomológicas de punta fina y se coloca en una gota de agua estéril en un portaobjetos y se pone un cubreobjetos y se presiona la muestra con el borrador de un

lápiz de grafito para distribuir la muestra (frotis). Los cadáveres con tejido que presenten presencia de cuerpos brillantes que reflejan la luz del microscopio, se consideran como positivos a cuerpos poliedrovíricos (Figura. 4.6). El tamaño, abundancia, brillo y la forma de los cuerpos brillantes son características útiles para aceptar o descartar la presencia de poliedros baculovíricos.

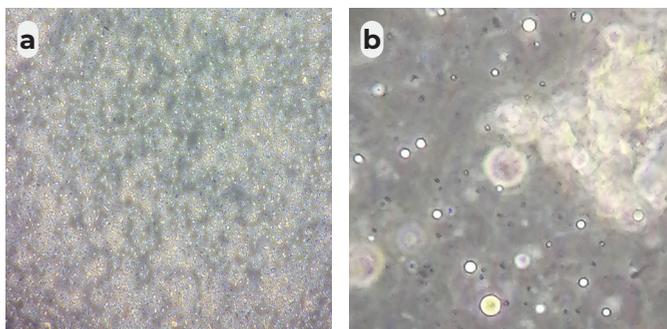


Figura 4.6. Larvas muertas por Virus de Poliedrosis Nuclear frotis de VPN visto bajo microscopio de contraste de fases (a) y cuerpos brillantes característicos de VPN (b).

Corroboración de la presencia de VPN mediante Sonda Sintética

Se realiza una hibridación de ácidos nucleicos de larvas de moscas sierra presuntamente infectadas con baculovirus nativo (presencia de cuerpos brillantes). Se emplea una sonda sintética de 745 pb de la secuencia Poliedrina (Polh) de NeAbNPV (*Neodiprion abietis*) (Número de acceso al Genbank NC_008252.1). Cabe mencionar que, a pesar de ser virus de diferentes especies, estos comparten una similitud del 90 % a nivel de ADN y si se toma el gen de poliedrina en particular, esta similitud es del 95%. Esta característica sugiere que el gen Polh es altamente conservado entre los diferentes polihedrovirus que infectan a las avispas diprionidas y sirve para determinar la presencia de un posible polihedrovirus en restos de *Zadiprion* o *Monoctenus*.

La secuencia de la Polh, se envía

a la empresa Integrated DNA technologies (IDT) con la finalidad de construir un plásmido PUCIDT conteniendo la secuencia completa del gen Polh de NeabNPV. El plásmido se emplea para transformar una línea de células de *Escherichia coli* HB 101 adquirida de Promega acorde a procedimiento descrito en el boletín que acompaña el producto (Promega Technical Bulletin TB092). Las bacterias transformadas con el plásmido PucIDT–NeabNPVPolh se emplean para inocular tubos de 50 ml de Agar Luria con Ampicilina (Miller's LB Agar) conteniendo 50 µg de ampicilina que se incuban a 37 °C con agitación durante 18 horas, los cultivos así obtenidos se procesan para extracción del plásmido por el procedimiento de miniprep. El plásmido conteniendo el gen Polh–NeabNPV, una vez purifica-

do se emplean 5 µg del plásmido para ser marcado con el hapteno digoxigenina por el método de random primer, acorde a las instrucciones del producto Dig-High prime DNA labeling kit de Roche. El plásmido marcado se usa en un ensayo de hibridación de ácidos nucleicos contra el ADN purificado obtenido de los cadáveres de *Zadiprion* sp. (Figura. 4.7 y 4.8) que mostraban

signos de infección viral (cuerpos brillantes) y se procesan usando el procedimiento de extracción de ADN por maceración en un mortero de porcelana a -80 °C hasta que se obtiene un polvo fino, este se usa para extraer el ADN por el método de Fenol-Cloroformo acorde al procedimiento descrito previamente.

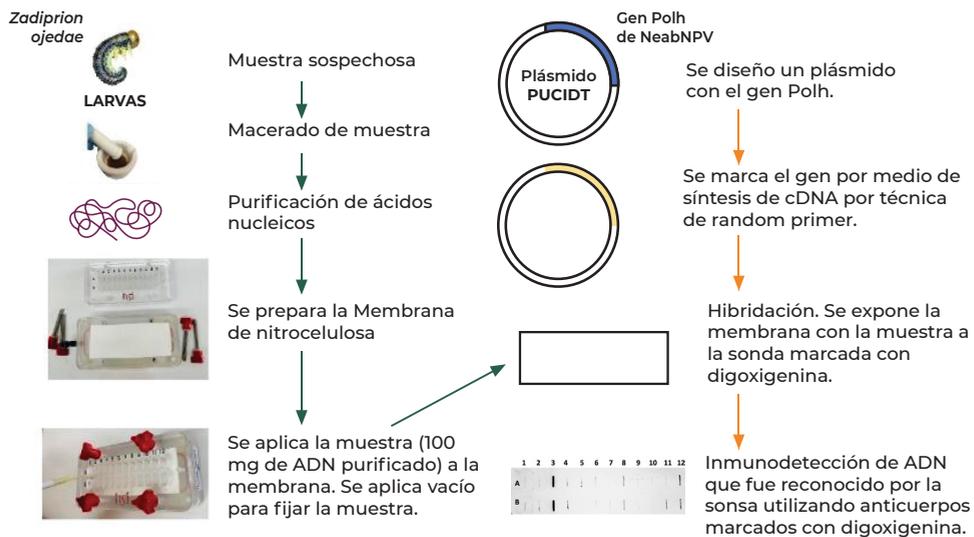


Figura 4.7. Esquema de un ensayo de hibridación de ácidos nucleicos plásmido PucIDT–NeabNPVPolh contra el ADN purificado obtenido de los cadáveres de *Zadiprion* sp. sospechosos de infección de VPN.

La concentración de ADN en las muestras de ADN de *Zadiprion* o *Monoctenus*, se cuantifican por espectrometría en un Nandrodop® a 260 nm. Se usan membranas de Nitrocelulosa de BioRad de 0.45 µm en un dispositivo Slot-Blot Hoeffler PR600 al que se aplican 100 ng de ADN de cada aislado de las moscas sierra sospechosas/pozo por duplicado, una vez aplicadas las muestras se aplica vacío al dispositivo para fijar el ADN a la membrana. Las membranas conteniendo el ADN de las muestras sospechosas se usan para

hibridar la sonda de DIG-Polh acorde al procedimiento descrito previamente (Sambrook et al., 2004). Una vez lavadas las membranas, posterior a la hibridación de ácidos nucleicos, se procede a detectar los híbridos de ADN-Sonda-DIG mediante la inmunodetección con anticuerpos monoclonales marcados con fosfatasa alcalina que se incluyen con el paquete Dig-High prime DNA labeling kit y usando los reactivos de revelado siguiendo las instrucciones del producto (Figura 4.8).

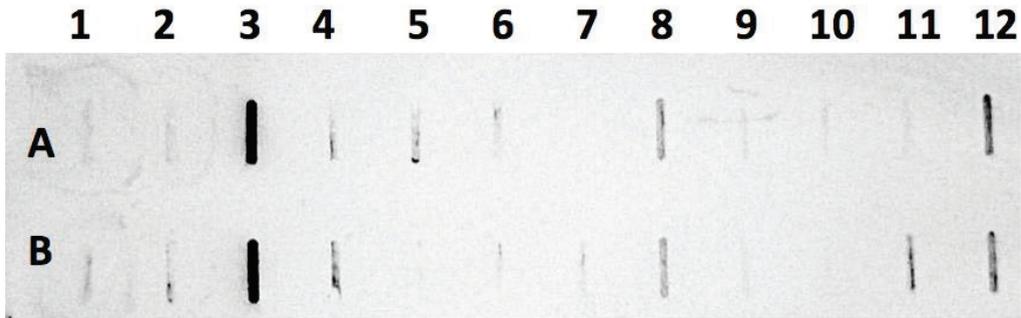


Figura 4.8. Prueba de hibridación de ADN de cadáveres de larvas en una membrana de nitrocelulosa. Sonda de la secuencia del gen Polh de NeabNPV (741 pb), replicado en el plásmido PucIDT y marcado con digoxigenina.

Incremento de inóculo con larvas sanas

Cuando se cuenta con solo uno o dos cadáveres de larvas sospechosas de infección con VPN. Se corta la mitad de la larva y se macera con un pistilo de vidrio en tubos Eppendorf con 1.5 ml de agua destilada con Tween 80 al 0.05%. En el tubo se coloca por 15 segundos una larva sana con la cabeza hacia abajo dentro del tubo con la finalidad de que ingiera solución con el VPN (Figura 4.9). Las larvas así tratadas

se colocan sobre una ramita o punta del árbol hospedero que se inserta en un pedazo de espuma floral, se cubren con un vaso de plástico invertido del número 14, al cual se le han realizado agujeros con la punta de una aguja hipodérmica. En cada ramita se colocan de 10–20 larvas. Después de 4–7 días se recolectan las larvas muertas y se colocan en recipientes con gel desecante (Figura 4.9).



Figura 4.9. Macerado y proceso de incremento de Virus de Poliedrosis Nuclear.

En el caso de contar con líneas de células infectadas con VPN, los viriones obtenidos de la lisis alcalina de las líneas de células se asperjan con un atomizador de 1.0 litro con agua estéril y Tween 20, a ramas de pinos o cedros cultivados en macetas o en “bioterio” protegido con malla antiafidos. Las ramas asperjadas se encierran con una jaula de malla de tul y se agregan de 100 a 200 larvas de moscas sierra, después de cuatro días se recolectan las larvas muertas y se toma una mues-

tra representativa para hacer un análisis preliminar de la presencia de VPN (frotis) para determinar la presencia de cuerpos brillantes (Figura 4.6). El resto de las larvas muertas, se colocan sobre pliegos de papel madera o papel kraft para eliminar la humedad y evitar contaminación por hongos y/o bacterias, y después se colocan en frascos con tapa de tela de organza y se pueden guardar a medio ambiente o en refrigeración.



Figura 4.10. Proceso de incremento de Virus de Poliedrosis Nuclear en campo.

Una vez que se cuenta con suficientes larvas con VPN, se toman aproximadamente 10 larvas y se agregan 100 ml de agua destilada con Tween 80 al 0.05%, se maceran con un procesador de alimentos, y la solución resul-

tante se suspende en aspersores manuales de 4.0 l con agua de garrafón y se agregan 2.0 ml de adherente comercial. Con esta solución se procede a aplicar de 20 a 50 árboles con infestación de moscas sierra.

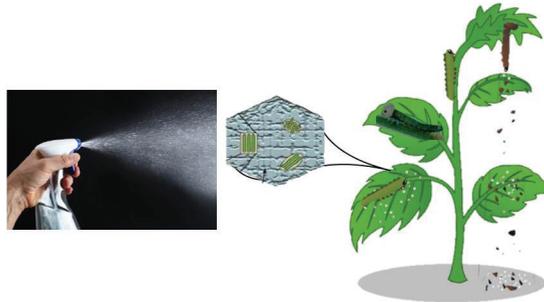


Figura 4.11. Forma de transmisión del inóculo de Virus de Poliedrosis Nuclear, donde una larva consume follaje con Viriones y se separa del grupo y muere en las partes altas, colgando con la cabeza hacia abajo y el cuerpo de la larva se desintegra y el inóculo (VPN) es dispersado al follaje en la parte inferior del árbol.

Con la finalidad de contar con una alta densidad de árboles infestados de menos de 3.0 m, se cortan ramas con infestación de larvas de moscas sierra y se colocan sobre ramas de los pinos seleccionados, al cabo de un día las larvas migran del follaje corta-

do a las ramas del pino seleccionado o se pasan directamente con la mano, aunque de esta última forma se queda mucha trementina en las manos y es necesario lavarse con un disgregante de la grasa.

En el piso del árbol tratado, se coloca un plástico de color blanco y después de 4–7 días se empieza con la recolección de las larvas muertas que se deben secar y poner en bolsas de papel madera o papel kraft como ya se mencionó anteriormente.

Durante el proceso de incremento, se debe solicitar la supervisión del técnico de Enlace de Sanidad de la CONAFOR de cada estado para que observe el proceso de incremento del VPN y sea capaz de transmitirlo a los productores.

Entrega material con infección de VPN al técnico de Sanidad de la CONAFOR para inoculación de brotes

Las larvas muertas por infección con VPN, se entregan al Enlace de Sanidad de la CONAFOR de cada estado en bolsas de papel de estraza. El personal de Sanidad se encargará de realizar la aplicación del inóculo en diferentes puntos de un brote activo de acuerdo al procedimiento descrito anteriormente, y a los árboles tratados a los que se les colocan plásticos en la base el fuste y después de 4–7 días se recolectan las larvas muertas, que pueden ser aplicadas en diferentes puntos del brote ya sea en forma terrestre o la aplicación aérea con helicóptero y/o con tecnología de ultra bajo volumen.

Es necesario conservar una porción de larvas muertas para su aplicación en el siguiente ciclo del brote epidémico o en otros brotes con la misma especie de moscas sierra.

Los propietarios de terreno, pueden incrementar el VPN una vez que

el enlace de sanidad de la CONAFOR ya empezó a incrementar el VPN dentro del brote. Después de 10 días de la aplicación se empiezan a observar las primeras larvas en el piso por efecto de la inoculación, el productor puede recolectar las larvas en costales o bolsas de papel de estraza. Estas larvas se deben colocar en papel periódico a temperatura ambiente para eliminar la humedad. Una vez que las larvas están completamente secas, se licuan con un procesador (licuadora) y se asperjan en varios puntos del brote, esto con el fin de inducir una epizootia que se incrementará con el tiempo. Una parte de las larvas muertas y secas se pueden guardar en refrigeración a 8 °C para su aplicación en el brote en los ciclos siguientes. Una vez en la etapa mencionada anteriormente, el costo es nulo, porque se puede realizar bajo las condiciones al alcance del productor y mantenerse en refrigeración estándar.

Conservación de larvas infectadas con VPN para su uso en futuros brotes

A nivel laboratorio o a pequeña escala, las larvas con VPN, se conservan en tubos falcón con capacidad de 15 mL (Figura 4.5). A los tubos se les agrega sílica gel (2.0 cm) para capturar la humedad de las larvas y evitar la presencia de hongos, sobre los cadá-

veres de moscas sierra (se momifican). Después se coloca algodón y un disco de cartulina y al final se colocan entre 10–15 cadáveres de larvas de moscas sierra.

Bibliografía

Aguilera–Molina, V. M., K. K. Munguía–Ortega, E. López–Reyes, A. Martínez–Aquino y F. S. Ceccarelli. 2019. Climate change and forest plagues: assessing current and future impacts of diprionid sawflies on the pine forests of north–western Mexico. Peer J 7:e7220, <https://doi.org/10.7717/peerj.7220>

Aguirre–Hidalgo, V., J. A. Casasola–González, C. A. Corrado, E. Santiago–García y R. Clark–Tapia. 2020. Registro y Ecología de *Zadiprion howdeni* (Hymenoptera: Diprionidae) en Ixtlan de Juárez, Oaxaca. Madera y Bosques vol 26(3):1–13. E2631943. Doi: 10.21829/myb2020.2631943

Álvarez–Zagoya R. y V. M. Díaz–Escobedo. 2007. Enemigos naturales de la mosca sierra *Zadiprion falsus* Smith (Hymenoptera: Diprionidae) en Durango. In: Memorias del XIV Simposio Nacional de Parasitología Forestal. SEMARNAT – CONAFOR – INIFAP – Fundación Produce Aguascalientes, Aguascalientes, México. pp. 137–143.

Braud, R. A. 2001. Diversity, abundance and the effect of *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* Berliner and Gypechek TM on larval and adult Symphyta in Virginia and West Virginia. MSC Thesis. West Virginia University.

Castro, C. J. 1981. Contribución al estudio de la biología del defoliador de pino *Neodiprion fulviceps* (Cresson) complex (Hymenoptera: Diprionidae) en el estado de Chihuahua. Ciencia Forestal 6: 43–51.

Cibrián, T. D., J. T. Méndez M., R. Campos B., H. O. Yates III y J. Flores L. 1995. Insectos Forestales de México. Universidad Autónoma Chapingo. SARH Subsecretaría Forestal y de Fauna Silvestre. USDA Forest Service. Natural Resources Canada. Comisión Forestal de América del Norte. FAO. 453 p.

Cisneros, P., S. 1970. Observaciones sobre *Zadiprion vallicola* Rohwer en la Meseta Tarasca, Michoacán. SAG –SFF –INIF. México. 14 p.

Coria, A. V. M. y H. J. Muñoz, F. 2011. Reporte de actividades en Uruapan. In: primer informe parcial del Proyecto. Identificación y Reproducción de agentes de control biológico asociados a moscas sierra en el centro norte de México. Mimeo-grafiado. CONAFOR 2010–CO2–147913. p. 11.

Daly, H. V., J. T. Doyen y P. R. Ehrlich. 1978. Order Hymenoptera (bees, wasps, ants, etc.) In: Introduction to insect biology and diversity. McGraw–Hill Kogakusha LTD. Mexico, International student edition. pp. 483–486.

De Lira–Ramos, K. V., E. González G., H. E. Borja N., Y. E. Rodríguez C., C. Serrano G. y R. Sánchez L. 2019. Fenología de *Zadiprion rohweri* (Hymenoptera: Diprionidae) y sus agentes de control natural en Miquihuana, Tamaulipas. *In: Memorias del XLII Congreso Nacional de la Soc. Mex. Control Biológico*. Boca del Río, Veracruz, México pp. 98–101.

De Lira–Ramos, K. V., E. González G., Y. E. Rodríguez–Cruz, E. G. Piza–Núñez y J. C. Gómez–Núñez. 2022. Nueva especie de *Monoctenus* (Hymenoptera: Diprionidae) ataca *Juniperus flaccida* Schltld. (Cupressaceae) en Guerrero, México. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 13(69), 73–94.

Dixon, W. N. 2004. Pine Sawflies Neodiprion spp. (Insecta: Hymenoptera: Diprionidae). Entomology and Nematology Department. Florida Cooperative Extension Services. University of Florida. EENY–317. 7 p.

García–Robles, I., J. Sánchez, A. Gruppe, A. C. Martínez–Ramírez, C. Rausell, M. D. Real y A. Bravo. 2001. Mode of action of *Bacillus thuringiensis* PS86Q3 strain in hymenopteran forest pests. *Insect Biochemistry and Molecular Biology* 31: 849 – 856.

González, G. E., F. Bonilla T., S. Quiñonez B., G. Sánchez M., F. Tafoya R., M. P. España L., J. Lozano G., y S. Robles U. 2014. Guía para la identificación de moscas sierra de la familia Diprionidae presentes en el Centro Norte de México. Publicación Especial 41. INIFAP–CIRNOC–CEPAB. 36 p.

González, G. E. y K. V. De Lira–Ramos. 2021. Moscas Sierra: Taxonomía, Fenología, Distribución y Manejo. E. González, G. y K.V. De Lira–Ramos. (comp.). Libro Técnico Núm. 09. INIFAP–CIRNOC–Campo Experimental Pabellón, Aguascalientes, México. 219 p.

González, G. E. y M. G. Sánchez. 2018. Identificación y manejo de moscas sierra de la familia Diprionidae presentes en el centro norte de México. Folleto Técnico. Producido con el apoyo del Fondo Sectorial para la Investigación, el Desarrollo y la Innovación Tecnológica Forestal (CONACYT–CONAFOR). 122 p.

González, G. E., A. Gómez–Nisino, K. V. De Lira–Ramos, Y. E. Rodríguez–Cruz, J. A. Olivo–Martínez, A. A. Rascón–Mendoza y G. Sánchez–Martínez. 2021. Primer registro documentado de *Neodiprion abietis* (Harris, 1841) (Hymenoptera: Diprionidae) para México. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales* Vol 12 (64):115–126.

González, G. E. y K. V. De Lira–Ramos. 2021. Moscas Sierra: Taxonomía, Fenología, Distribución y Manejo. E. González, G. y K.V. De Lira–Ramos. (comp.). Libro Técnico Núm. 09. INIFAP–CIRNOC–Campo Experimental Pabellón, Aguascalientes, México. 219 p.

Goulet, H. 1992. The genera and subgenera of the sawflies of Canada and Alaska. Hymenoptera: Symphyta. The Insects and Arachnids of Canada, Part 20. Center for Land and Biological Resources Research. Research Branch Agriculture Canada. Publication 1876. 235 p.

Heimpel, A. M. 1961. Pathogenicity of *Bacillus cereus* Frankland and Frankland and *Bacillus thuringiensis* Berliner varieties for several species of saw fly larvae. Journal of Insect Pathology 3: 271–273.

Hertz, A., W. Heitland, O. Anderbrandt, H. Edlund y E. Hedenstrom. 2000. First use of pheromone to detect phenology patterns and density relationships of pine sawflies in German Forest. Agricultural and Forest Entomology Vol 2: 123–129.

Ibarra, R. J. E. y M. C. Del Rincón. 1988. Capítulo 9 Virus entomopatógenos. En: Memorias del IX Curso Nacional de Control Biológico. SAGARPA–INIFAP–Comisión Nacional de Sanidad Agropecuaria–Sociedad Mexicana de Control Biológico. L. A. Rodríguez, del B. y J. L. Leyva, V. (eds.). Rio Bravo, Tamaulipas. pp. 90–103.

Lucarotti, C. J., B. Morin R., I. Graham y R. L. Laponte. 2007. Production, application and field performance of Abietiv™ The Balsam Fire Saw Fly Nucleopolyedrosis. Virologica Sinica 22: 163–172.

Moreau, G., C. J. Lucarotti, E. G. Kettela, G. S. Thurston, S. Holmes, C. Weaver, D. B. Levin y B. Morin. 2005. Aerial application of nucleopolyedrovirus induces decline an increasing and peaking populations of *Neodiprion abietis*. Biological Control 33: 65–73.

Ojeda, A. A. 2011. Características morfológicas que permiten identificar a las moscas sierras de los géneros *Zadiprion* y *Neodiprion* (Hymenoptera: Diprionidae). In: Memorias del XV Simposio Nacional de Parasitología Forestal. Equihua, M. A., E. Estrada, V., J. A. Acuña, S., y M. P. Chaírez, G. (eds.) CP. Montecillo, Texcoco Edo. de México. pp. 58–61.

Olivo, M. J. A. 2011. Brotes epidémicos de diprionidos en la sierra Tarahumara de Chihuahua. In: Memoria del XV Simposio Nacional de Parasitología Forestal. Colegio de Postgraduados. Oaxaca, México. pp. 33–35.

Olofsson, E. 1987. Mortality factors in a population of *Neodiprion sertifer* (Hymenoptera: Diprionidae). Oikos 48: 297–303.

Price, P. W., H. Roininen, y T. Ohgushi. 2005. Adaptive radiation into ecological niches with eruptive dynamics: a comparison of tenthredinid and diprionid sawflies. Journal of Animal Ecology, 397–408.

Quiñonez, B. S. 2006. Diagnóstico fitosanitario forestal de insectos defoliadores en varios ejidos de los municipios de Pueblo Nuevo y Durango en Durango, México. Seminario de titulación. Universidad Autónoma Chapingo. 91 p.

Sánchez, M. G. y E. González G. 2006. Biología y hábitos de la mosca sierra de los pinos (*Neodiprion omosus* Smith) en la Sierra Fría, Aguascalientes. *In*: Memorias de Resúmenes del Séptimo Seminario de investigación. Universidad Autónoma de Aguascalientes. pp. 84–87.

Smith, D. R. 1975. Conifer Sawfly, Diprionidae: keys to North American genera. Checklist of world species and new species from Mexico (Hymenoptera). *Proceedings Entomological Society of Washington*. 76, 409–418.

Smith, D. R. 1988. A synopsis of the sawflies (Hymenoptera: Symphyta) of America south of the United States: Introduction Xyelidae, Pamphiliidae, Cimbicidae, Diprionidae, Xyphidriidae, Siricidae, Orussidae, Cephidae. *Systematic Entomology* 13: 205–261.

Smith, R. D., G. Sánchez-Martínez y S. Ordaz-Silva. 2010. A new *Monoctenus* (Hymenoptera: Diprionidae) damaging *Juniperus flaccida* (Cupressaceae) in San Luis Potosí, México. *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 112(3): 444–450. Doi: 10.4289/0013-8797.112.3.444.

Smith, R. D., G. Sánchez, M., y A. Ojeda A. 2012. A new species of *Zadiprion* (Hymenoptera: Diprionidae) on *Pinus durangensis* from Chihuahua, México, and a review of other species of the Genus. *Proc. Soc. Entomol. Wash.* 114: 224– 237.

Smith, R. D. 2019. A new *Zadiprion* (Hymenoptera: Diprionidae) de Baja California, México on *Pinus jeffreyi*. *Proc. Entomol. Soc. Wash.* 121(4): 700–703. Doi: 10.4289/0013-8797.121.4.700.

Taeger, A. y S. M. Blank. 2008. ECatsym—Electronic World Catalog of Symphyta (Isecta Hymenoptera).

Yuasa, H. 1922. A classification of the larvae of the Tenthredinoidea. Thesis Doctor in Philosophy in Entomology. University of Illinois Press. Illinois Biological Monographs, 4(4) 208 p.

Esta publicación se editó en la Comisión Nacional Forestal en abril de 2023 y la impresión consta de 300 ejemplares.

La edición digital está disponible en
gob.mx/Conafor

Distribución gratuita.