

Moscas sierra:

Taxonomía, Fenología, Distribución y Manejo

Compiladores:

Ernesto González Gaona y Karla Vanessa De Lira Ramos



AGRICULTURA
SECRETARÍA DE AGRICULTURA Y DESARROLLO RURAL

inifap
Instituto Nacional de Investigaciones
Forestales, Agrícolas y Pecuarias

Centro de Investigación Regional Norte Centro
Campo Experimental Pabellón
Pabellón de Arteaga, Aguascalientes, Diciembre 2021
Libro Técnico Núm. 09
ISBN: 978-607-37-1373-3

SECRETARIA DE AGRICULTURA Y DESARROLLO RURAL

Dr. Víctor Manuel Villalobos Arámbula

Secretario

Ing. Víctor Suárez Carrera

Subsecretario de Autosuficiencia Alimentaria

M.V.Z. Arturo Macosay Córdova

Coordinador General de Ganadería

Dr. Salvador Fernández Rivera

Coordinador General de Desarrollo Rural

Ing. Santiago José Arguello Campos

Encargado del Despacho de la Coordinación de Agricultura

INSTITUTO NACIONAL DE INVESTIGACIONES FORESTALES, AGRÍCOLAS Y PECUARIAS

Dr. Luis Ángel Rodríguez Del Bosque

Encargado del Despacho de los Asuntos correspondientes a la dirección General del INIFAP

Dr. Alfredo Zamarripa Colmenero

Coordinador de Investigación, Innovación y Vinculación

Dr. Luis Ortega Reyes

Coordinador de Planeación y Desarrollo

Lic. José Humberto Corona Mercado

Coordinador de Administración y Sistemas

CENTRO DE INVESTIGACIÓN REGIONAL NORTE CENTRO

Dr. José Antonio Cueto Wong

Director Regional

Dr. Francisco Javier Pastor López

Director de Investigación

Ing. Ricardo Carrillo Monsiváis

Director de Administración

Dr. Alfonso Peña Ramos

Director de Coordinación y Vinculación en Aguascalientes

Moscas sierra:

Taxonomía, Fenología, Distribución y Manejo

Compiladores:

Ernesto González Gaona¹
Karla Vanessa De Lira Ramos¹

Autores:

Ernesto González Gaona¹
Karla Vanessa De Lira Ramos¹
Guillermo Sánchez Martínez¹
Arturo Corrales Suastegui²
Miguel Ángel González González²
Adriána Rosalía Gijón Hernández³
Víctor Javier Arriola Padilla³
Martha Patricia España Luna⁴
José Guadalupe Ontiveros Guerra⁵
Alejandro Pérez Panduro⁶
Cristian Estrada Emigdio⁶
Raquel Cossio Bayugar⁷
Estefhan Miranda Miranda⁷

¹INIFAP-CIRNOC-Campo Experimental Pabellón, Aguascalientes. Programa de Sanidad Forestal y Agrícola

²INIFAP-CIRNOC-Campo Experimental Pabellón, Aguascalientes. Programa de Agrometeorología y Modelaje

³INIFAP-Centro Nacional de Investigación Disciplinaria en Conservación y Mejoramiento de Ecosistemas Forestales

⁴Universidad Autónoma de Zacatecas. Departamento de Control Biológico

⁵Greencorp Biorganiks de México. Investigación y Desarrollo Tecnológico

⁶Colegio de Postgraduados. Departamento de Control Biológico

⁷INIFAP- Centro Nacional de Investigación Disciplinaria en Parasitología Veterinaria

Portada: Larvas de *Neodiprion abietis* afectando *Abies concolor* en Área Natural
Protegida Campo Verde, Cd. Madera, Chihuahua
(Foto: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos)

Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias
Progreso No. 5, Barrio de Santa Catarina
Alcaldía Coyoacán, C. P. 04010 Ciudad de México, Ciudad de México. Teléfono (55) 3871-8700

ISBN: 978-607-37-1373-3
Primera Edición 2021

No está permitida la reproducción total o parcial de esta publicación,
ni la transmisión de ninguna forma o por cualquier medio, ya sea electrónico,
mecánico, fotocopia, por registro u otros métodos, sin el permiso previo
y por escrito de la Institución.

Forma de citar esta Obra: Autores de Capítulo. 2021. Título del Capítulo. *In:* Moscas Sierra: Taxonomía, Fenología, Distribución y Manejo. E. González, G. y K.V. De Lira, R. (comp.). Libro Técnico Núm. 09. INIFAP-CIRNOC-Campo Experimental Pabellón, Aguascalientes, México. Páginas consultadas.

Moscas sierra:

Taxonomía, Fenología, Distribución y Manejo

Ernesto González Gaona
Karla Vanessa De Lira Ramos
Compiladores



Contenido

Capítulo	Página
Introducción	1
Capítulo I. Distribución de Moscas Sierra en Bosques de Coníferas en México	11
Registros históricos de Moscas Sierra en México	11
Michoacán	12
Chihuahua	13
Durango	14
Detecciones recientes y actuales de Moscas Sierra en México.....	14
Aguascalientes	16
Baja California	19
Chiapas	19
Chihuahua	20
Coahuila	22
Durango	22
Estado de México	24
Guanajuato	24
Guerrero	24
Hidalgo	25
Jalisco	25
Michoacán	27

	Página
Puebla	28
San Luis Potosí	28
Tamaulipas	29
Veracruz	30
Capítulo II. Características Generales de las Moscas Sierras de las Coníferas	37
Larvas	38
Clave para identificación de larvas de Moscas Sierra de la familia Diprionidae.....	41
Adultos	60
<i>Monoctenus</i>	64
<i>Zadiprion</i>	66
<i>Neodiprion</i>	68
Clave para identificación de adultos de Moscas Sierra de la familia Diprionidae	69
Capítulo III. Recolecta y Procesado de Muestras	82
Larvas	82
Pupas	85
Adultos	87
Procesado de muestras para la identificación a nivel molecular.....	89
Capítulo IV. Ciclos de Vida de Moscas Sierra	92
Fenología de las especies	96
<i>Zadiprion falsus</i>	96

	Página
<i>Zadiprion ojedae</i>	97
<i>Zadiprion</i> n. sp. Tamaulipas	98
<i>Neodiprion autumnalis</i>	99
<i>Neodiprion omosus</i>	100
<i>Neodiprion bicolor</i>	101
<i>Neodiprion abietis</i>	101
<i>Monoctenus sanchezi</i>	101
<i>Monoctenus</i> n. sp. Guerrero	102
Capítulo V. Daños Ocasionados por Moscas Sierra	108
Evaluación de daños	111
Capítulo VI. Control Químico de Moscas Sierra	122
Capítulo VII. Control Biológico de Moscas Sierra	126
Hongos entomopatógenos	127
Bacterias	129
Virus	131
Depredadores	134
Parasitoides	134
Importancia del conocimiento de los enemigos naturales de Moscas Sierra	135
Capítulo VIII. Identificación de Parasitoides de Moscas Sierra	142
Ichneumonidae	145
Perilampidae	149

	Página
Tachinidae	151
Bombyllidae	152
Mantispidae	155
Capítulo IX. Empleo de Feromonas para el Monitoreo de Moscas Sierra	160
Empleo de feromonas	164
Capítulo X. Glosario de Términos	169

Introducción

Las moscas sierra (Hymenoptera: Diprionidae) son plagas de importancia forestal debido a que son defoliadores de árboles de los géneros *Pinus* spp., *Juniperus* spp., *Pseudotsuga* spp., *Abies* spp., y *Picea* spp. en los bosques de clima templado. Este grupo de insectos debe a su nombre común debido a que los adultos carecen de la constricción en la base del abdomen, la cual es típica en la mayoría de los himenópteros, dando la apariencia de una mosca y las hembras presentan la lanceta del ovipositor en forma de sierra con la que cortan el tejido vegetal para insertar sus huevos (Smith, 1993).

Los diprionidos se alimentan exclusivamente de las acículas de los árboles y pueden ocasionar defoliaciones en áreas extensas (Smith, 1988), ya que presentan una dinámica poblacional eruptiva ocasionando brotes epidémicos, aunque se desconocen las causas que los provocan y la periodicidad con la que se pueden presentar (Price *et al.*, 2005).

En México, existen reportes de ataques epidémicos de moscas sierra en Michoacán en 1930, 1943, 1960 y 1970, donde se registraron daños en 60,000 ha (Cisneros, 1970; Cibrián *et al.*, 1995), en Chihuahua en 1981 (Castro, 1981) y en Durango en 1984 (Quiñonez, 2006).

En años más recientes, este grupo de insectos ha adquirido importancia debido a que ha alcanzado niveles epidémicos en varios estados del país, entre ellos Chihuahua, Durango, Jalisco, Guerrero, Oaxaca y Veracruz (Quiñonez, 2006; Álvarez-Zagoya y Díaz-Escobedo, 2007; Olivo, 2011; Aguirre-Hidalgo *et al.*, 2020; Francisco Bonilla, Comisión Nacional Forestal (CONAFOR), Jalisco, comunicación personal; Eleut Mora Guevara, CONAFOR, Veracruz, comunicación

personal). Los brotes de los últimos años han sido causados principalmente por los géneros *Zadiprion* (Figura 1. a, b y c) y *Neodiprion* (Figura 1. d, e y f), pero además han ocurrido dos brotes inusuales de moscas sierra del género *Monoctenus* (Figura 1. g, h e i) en cedro blanco (*Juniperus flaccida* Schlechtendal) en San Luis Potosí y en Ixcateopan de Cuauhtémoc, Guerrero (Smith *et al.*, 2010; De Lira *et al.*, 2019). En niveles endémicos se ha detectado la presencia de moscas sierra en Aguascalientes (Sánchez y González, 2006), Baja California (Aguilera-Molina *et al.*, 2019; Smith, 2019), Coahuila (González *et al.*, 2014), Chihuahua (González-Gaona *et al.*, 2021), Michoacán (Coria y Muñoz, 2011), San Luis Potosí (González *et al.*, 2014), Tamaulipas (De Lira *et al.*, 2019), Tlaxcala y Veracruz.

En la última década, la gerencia de Sanidad de la CONAFOR ha realizado acciones de combate en Durango (150 ha) y Jalisco (5,000 ha) contra *Zadiprion falsus* Smith, en Chihuahua (3,000 ha) para *Zadiprion ojedae* y *Neodiprion autumnalis*, en San Luis Potosí (800 ha) y Guanajuato (150 ha) sobre *Monoctenus sanchezi*, en Guerrero (2,500 ha) y Oaxaca (4,500 ha), entre otros.

En 2019 se reportaron a la CONAFOR brotes epidémicos en Guerrero (2,500 ha de cedro blanco afectadas por *Monoctenus* n. sp.), Oaxaca (4,500 ha de *Pinus* spp. afectadas por *Neodiprion bicolor* y cerca de 12,000 ha por *Zadiprion howdeni*) y 400 ha de *Pinus* spp. en “La Norteña”, ejido “El Largo” en Chihuahua afectadas por *Zadiprion* sp.

Debido a que las moscas sierra de coníferas ha sido un grupo de insectos poco estudiado en México, 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 al presentarse brotes epidémicos con frecuencia se hace una identificación equivocada de la especie afectante. Tal es el caso con lo ocurrido en San Luis Potosí con *Monoctenus sanchezi* Smith atacando

Juniperus flaccida que primero fue diagnosticado como *Neodiprion omosus* (Smith *et al.*, 2010). También se ha observado que la época de incidencia es diferente a la reportada para la especie diagnosticada y, al profundizar en los estudios, se ha confirmado la presencia de nuevas especies, como el caso de *Zadiprion ojedae* Smith and Sánchez-Martínez en Chihuahua (Ojeda, 2011; Smith *et al.*, 2012).

A pesar de que las dependencias del sector como la Gerencia de Sanidad de la CONAFOR, han establecido estrategias para el control biológico de los diferentes géneros de moscas sierra con aplicaciones aéreas de *Bacillus thuringiensis* Berliner y hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin y *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff, 1879) Sorokin, 1883, no se han logrado las reducciones deseadas en las poblaciones del brote (Heimpel, 1961; Braud, 2001). En otros países cuando se emplean entomopatógenos, los éxitos se han logrado con aspersiones de virus de poliedrosis nuclear (VPN); sin embargo, estos son muy específicos hacia una especie de mosca sierra (Moreau *et al.*, 2005, Lucarotti *et al.*, 2007), por lo cual deben ser aislados de las poblaciones que se pretende controlar. En el caso de 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).

Ante el panorama anterior, es necesario desarrollar estrategias adaptadas a las condiciones de nuestro país, para lo cual se requiere información regional sobre aspectos como: identificación de las especies, fenología, agentes de control biológico específicos, la situación actual de la distribución de las especies y su comportamiento epidemiológico, la modelación de la probabilidad de distribución espacial y expansiva de las especies con fines predictivos

y de implementación de estrategias proactivas para reducir el impacto y la duración de los brotes epidémicos.

Bajo este contexto, se desarrolló esta publicación cuyo objetivo es proporcionar información actualizada a técnicos e investigadores del área forestal y que será una fuente de consulta básica en la identificación y toma de decisiones en el manejo de las moscas sierra de la familia Diprionidae.

La información plasmada en este documento se obtuvo mediante dos proyectos interinstitucionales financiados por la Comisión Nacional Forestal: CONAFOR 2010-CO2: 147913 y CONAFOR 2017-CO2: 291304 donde participaron el Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), Colegio de Postgraduados, Universidad Autónoma de Zacatecas, Universidad Autónoma de Aguascalientes, y la Universidad Autónoma del Estado de México, durante los cuales se recolectó material biológico en 14 estados de la República Mexicana de 2017 a 2020. También se incluyó información de las recolectas realizadas en el proyecto INIFAP 2010-PRECI1447383F. Durante las recolectas siempre se contó con el apoyo del personal técnico de Sanidad Forestal de la CONAFOR de los estados visitados y fueron el enlace entre los productores y el personal técnico del proyecto.

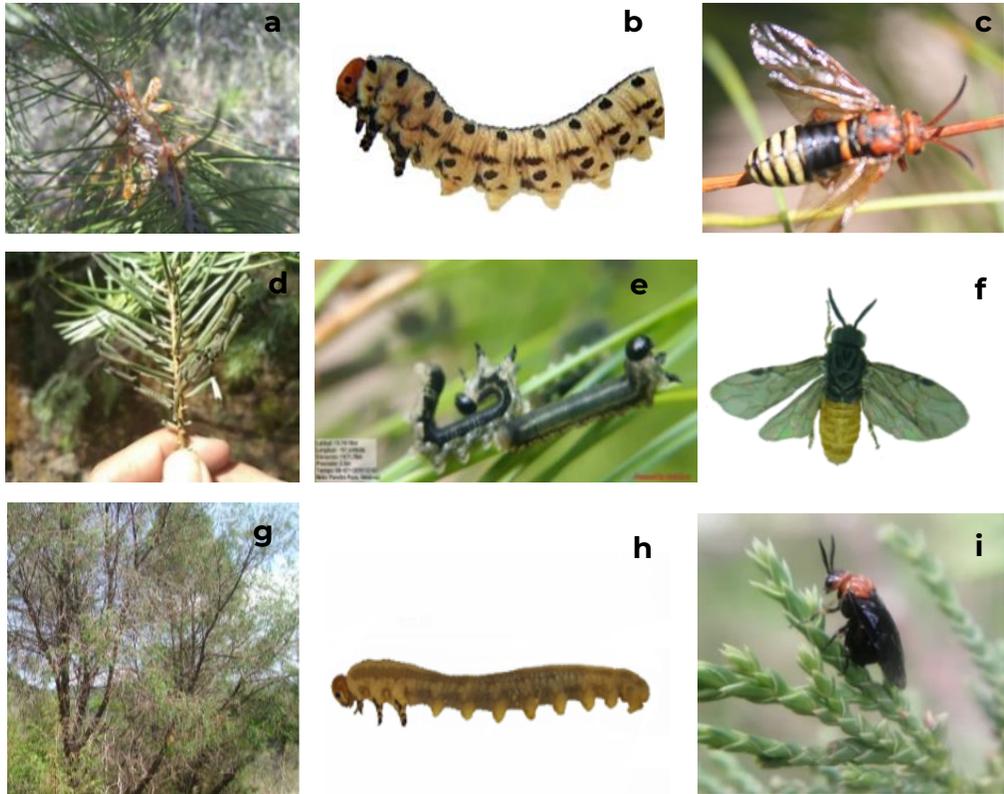


Figura 1. Daños en *Pinus* sp. por *Zadirion falsus* (a), larva de *Z. jeffreyi* n. sp. recolectada en Área Natural Protegida de San Pedro Martir en Ensenada Baja California (b), Hembra de *Z. falsus* (c). Daños en *Abies concolor* por *Neodiprion abietis* en el Área de Protección de Flora y Fauna, Campo Verde, Cd. Madera, Chihuahua (d). Larvas de *N. omosus* colectadas en la Reserva Ecologica Pancho Poza en Altotonga, Veracruz (e). Hembra de *N. bicolor* (f). Daños en *Juniperus flaccida* por *Monoctenus* n. sp. en la sierra de Cuauhtemoc, Guerrero (g). Larva (h) y hembra (i) de *Monoctenus* n. sp. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona y M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos, CEPAB.

Literatura citada

- Aguilera-Molina, V. M., K. K. Munguía-Ortega, E. López-Reyes, A. Martínez-Aquino, and 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, 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. Mimeografiado. CONAFOR 2010-CO2-147913. p. 11.
- De Lira, R. 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 Rio, Veracruz, México pp. 98-101.
- 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 Sánchez, M. G. 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-Gaona, 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.

- 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.
- Lucarotti, C. J., B. Morin R., I. Graham and R. L. Laponte. 2007. Production, application and field performance of Abietiv™ The Balsam Fire Saw Fly Nucleopolydrosis. *Virologica Sinica* 22: 163-172.
- Moreau, G., C. J. Lucarotti, E. G. Kettela, G. S. Thurston, S. Holmes, C. Weaver, D. B. Levin, B. Morin. 2005. Aerial application of nucleopolydrosis 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.
- Price, P. W., Roininen, H., & Ohgushi, T. 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. 1988. A synopsis of the sawflies (Hymenoptera: Symphyta) of America south of the United States: Introduction Xyelidae, Pamphiliidae, Cimbicidae, Diprionidae, Xyphydriidae, Siricidae, Orussidae, Cephidae. *Systematic Entomology* 13: 205-261.

Smith, D. R. 1993. Systematics, life history and distribution of sawflies. *In: M. R. Wagner and K. F. Raffa (eds.) Sawfly life history adaptations to wood plants*. Academic Press. California EUA. pp. 3-32.

Smith, R. D., G. Sánchez-Martínez, and 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. *Society of Washington* 112: 444-450.

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.

Distribución de Moscas Sierra en Bosques de Coníferas en México



Larvas de *Neodiprion omosus* afectando *Pinus strobiformis* en la Reserva Ecológica Pancho Poza, Altotonga, Veracruz
(Foto: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos)

CAPITULO I

Distribución de Moscas Sierra en Bosques de Coníferas en México

Ernesto González Gaona, Karla Vanessa De Lira Ramos, Arturo Corrales Suastegui, Miguel Ángel González González, Guillermo Sánchez Martínez

Registros históricos de Moscas Sierra en México

En este capítulo se presenta una breve revisión bibliográfica de los registros de las detecciones de poblaciones endémicas y/o brotes epidémicos de moscas sierra en la República Mexicana antes del año 2000. Por mucho tiempo, este tipo de defoliadores fueron considerados como plagas históricas que se presentaban en una región determinada y, probablemente, no sería factible observar los brotes epidémicos debido al periodo de retorno.

Con los datos obtenidos en la revisión bibliográfica y los Sistemas de Información Geográficos (SIG) y el programa ArcGIS 10.4 se elaboró un mapa de distribución histórica (Figura 1.1.) en donde se observa que los primeros registros se ubicaron principalmente en tres estados que a continuación se describen.

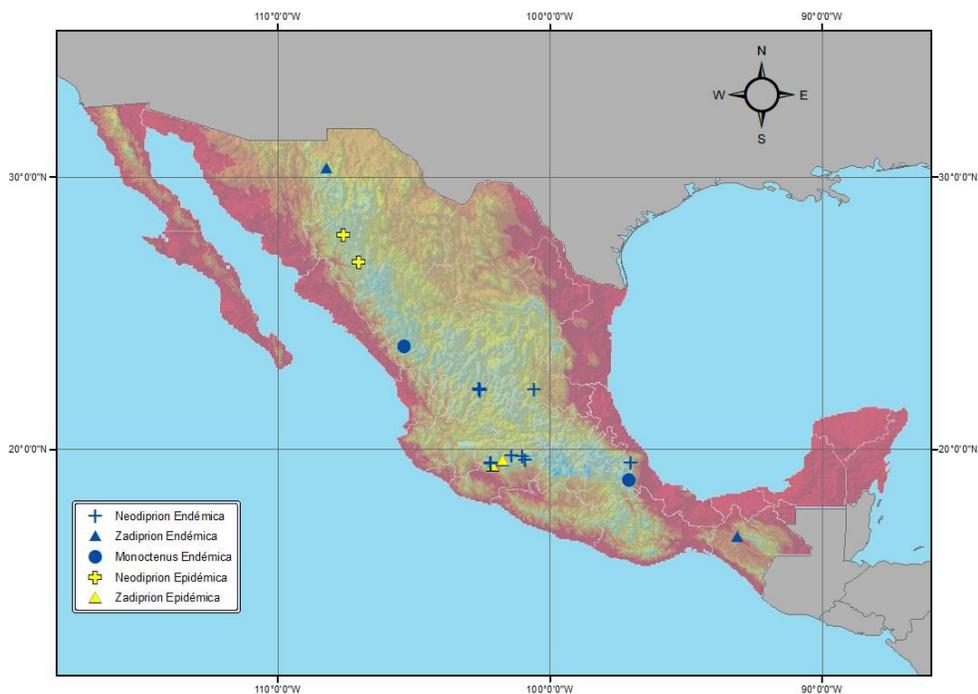


Figura 1.1. Distribución histórica de Moscas Sierra en México. Elaboró: Dr. Arturo Corrales Suastegui y Dr. Miguel Ángel González González, CEPAB.

Michoacán

En Michoacán, la presencia de moscas sierra se reporta desde 1930 cuando Hernández, citado por Cisneros (1970), menciona el ataque de *Neodiprion* sp., en 25,000 ha en la zona de Zacapu, mientras que, en la zona de la Meseta Tarasca se consignó el daño por *Zadiprion falsus* (= *vallicola*) (Figura 1.2. a y b) en alrededor de 15,000 ha (Cisneros, 1970). En esta región hubo daños considerables en los brotes epidémicos posteriores durante los años 1930, 1943 y de 1966 a 1974

(Méndez y Cibrián, 1985). En el brote de la década de 1960 se observaron ataques en 7,000 ha y en el de 1974 se reportaron 60,000 ha afectando pino michoacano (*Pinus michoacana* Martínez), pino real o montezuma (*P. montezumae* Lamb.) y pino blanco (*P. pseudostrobus* Lindl var. *Pseudostrobus*) (Cibrián et al., 1995).

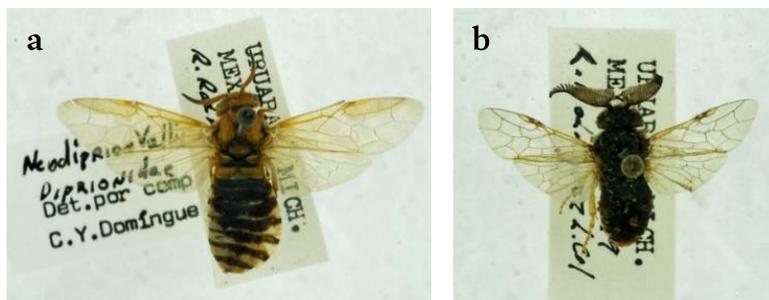


Figura 1.2. Aspecto de la especie de *Zadiprion* causante de los daños en la Meseta Tarasca, Michoacán. Ejemplares de la Colección Nacional de Insectos del INIFAP. Celaya, Guanajuato, México. a) hembra y b) macho. Nótese que la hembra está identificada erróneamente como *Neodiprion vallicola*, actualmente se le considera como *Zadiprion falsus*. Fotos: M. A. Marín, INIFAP-CEBAJ con permiso.

Chihuahua

En Chihuahua se menciona una colecta de *Zadiprion vallicola* Rohwer en “Mesa del Huracán” realizada por Townsend en 1918 (Smith, 1988), así como el reporte de *Neodiprion fulviceps* Creeson atacando pino de Arizona (*Pinus ponderosa* var. *arizonica* Engelm.) en el municipio de Bocoyna (Castro, 1981); aunque se considera que la identificación no es correcta y que la especie involucrada fue *Neodiprion autumnalis* Smith (Sánchez et al., 2012). En 1986, se registra el ciclo de vida y hábitos de *Z. falsus* (= *vallicola*) afectando *P. arizonica* en condiciones endémicas en los bosques de Chihuahua (Olivo, 1988).

Durango

En Durango, los primeros registros de daños por moscas sierra del género *Neodiprion* fueron en 1984, en “El Salto”, “Los Altares”, “El Huacal”, “Otinapa”, “Ciénega de Nuestra Señora” y “Ciénega de Vaca” (Aguirre, 1984 citado por Quiñonez, 2006), para 1991 se reporta también en “La Quinta” y “Ejido Veracruz de la Sierra” atacando a pino cooperi blanco (*P. cooperi* var. *omelasi* (Martínez)) (Álvarez y Márquez, 1991). Para estas especies no se tienen registros del grado de afectación o la superficie afectada. Para el caso de *Zadiprion* se presentó desde 1983 en los municipios de San Dimas y Pueblo Nuevo (“Duraznitos”, “Ejido Los Negros”, “Picacho”, “Mesa Redonda” y “Puerto de los Ángeles”) afectando cerca de 3,000 ha durante 1983-1986. La especie involucrada se señala como *Z. falsus* defoliando a pino real de seis hojas (*Pinus durangensis* Ehren), pino canis (*P. maximinoi* H. E. Moore) y *P. michoacana* (Álvarez, 1987; Cassian et al., 1987; Miranda et al., 1999).

Detecciones recientes y actuales de Moscas Sierra en México

En este apartado se citan los sitios donde se ha detectado la presencia de moscas sierra en forma endémica o se han registrado brotes epidémicos a la gerencia de Sanidad de la CONAFOR. Se consideran arbitrariamente dos periodos: recientes de 2000-2016 (Figura 1.3.) y actuales del 2017-2021 (Figura 1.4.). Para la elaboración del mapa de distribución actual se solicitaron los registros de reportes de atención a la Gerencia de Sanidad de la CONAFOR hasta 2017 y se adicionaron los datos de los sitios de recolecta de material biológico, por parte de autores y colaboradores, de larvas, pupas o adultos según disponibilidad durante el periodo en que se desarrollaron los proyectos CONAFOR 2010-CO2: 147913, INIFAP 2010-PRECI 1447383F, y CONAFOR 2017-CO2: 291304. Las coordenadas de los sitios y características de los ataques se muestran por estado muestreado o de donde se obtuvieron muestras por donación (Gerencia Estatal de Sanidad de la CONAFOR de Baja California y Guerrero).



Figura 1.3. Ubicación de sitios recientes de moscas sierra en la zona Norte-Centro de México. Proyectos: CONAFOR 2010-CO2: 147913, INIFAP 2010-PRECI 1447383F, y CONAFOR 2017-CO2: 291304. Elaboró: Dr. Arturo Corrales Suastegui y Dr. Miguel Ángel González González CEPAB.

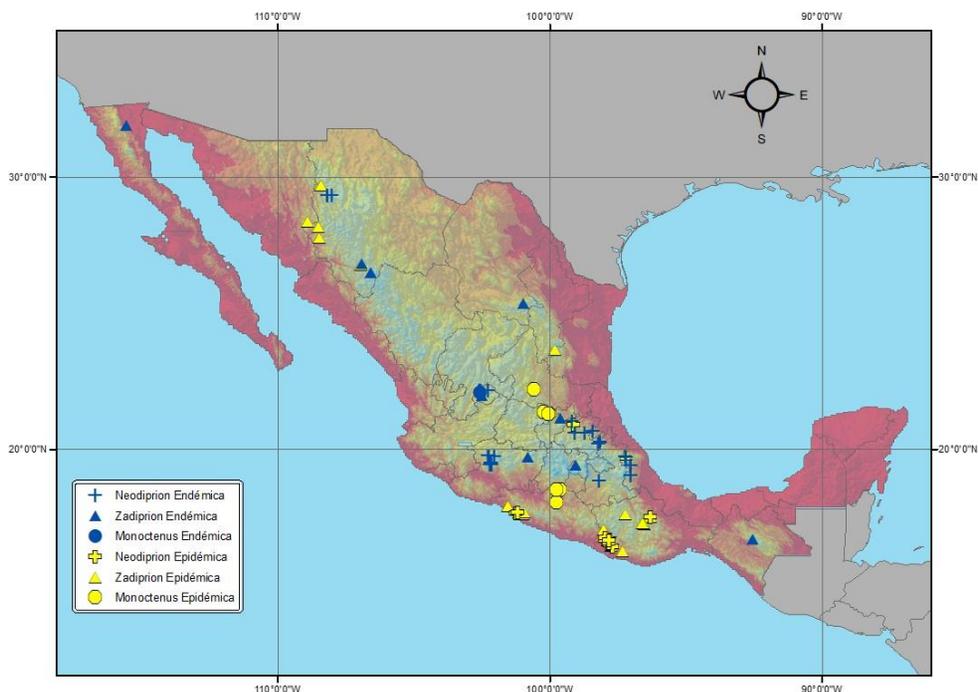


Figura 1.4. Ubicación de sitios activos de brotes de moscas sierra en México. Proyectos: CONAFOR 2010-CO2: 147913, INIFAP 2010-PRECI 1447383F y CONAFOR 2017-CO2: 291304. Elaboró: Dr. Arturo Corrales Suastegui y Dr. Miguel Ángel González González, CEPAB.

Aguascalientes

En la “Sierra Fría”, se detectó la presencia de *Neodiprion omosus* Smith en fase endémica desde 2004 en los predios denominados “Presa de la Araña” (22° 13′ 00″ N; 102° 38′ 05″ O y 2,648 msnm), “El Cíbolo” (22° 13′ 11″ N; 102° 36′ 58″ O y 2,667 msnm), “Ojo de Agua” (22° 13′ 04.15″ N; 102° 38′ 10.10″ O y 2,652 msnm) “Barranca Piletas” (22° 12′ 04″ N; 102° 35′ 45″ O y 2,545 msnm) y

“Barranca de Juan Francisco” (22° 11´ 32´´N; 192° 35´ 43´´O y 2,488 msnm) en todos los casos las afectaciones fueron en uno o dos árboles o pinos de regeneración natural o ramas de árboles adultos de pino colorado (*P. teocote* Schiede ex Schltdl) o pino chino también llamado ocote chino (*P. leiophylla* Schl & Cham.). La mayor afectación se observó en una pequeña plantación de *P. michoacana* en “El Gauro” (22° 09´ 31.5´´N; 102° 35´ 51.3´´O y 2,581 msnm) (Figura 1.5a), donde se determinó que el ataque se inició desde 2002 por la presencia de los síntomas de ataque en años anteriores y la muerte de árboles individuales en 2005.

Asimismo en 2011, se le ubicó en el centro de educación ambiental “Alamitos” (Figura 1.5 b) (22° 10´ 23.4´´N; 102° 35´ 15.2´´O y 2,593 msnm) sobre dos árboles de pino halepo (*Pinus halepensis* Miller) plantados en un bordo de retención de agua y de nuevo en la plantación citada de *P. michoacana*, para finales de 2013 la mayoría de los árboles ya estaban muertos por sequía y por los ataques continuos de la plaga y se volvió a plantar pino, pero ahora de una especie nativa y adaptada a las condiciones del lugar (*P. leiophylla*). La especie tiene una generación por año con la presencia de los adultos de junio a agosto (Sánchez y González, 2006), aunque es necesario revisar esta información ya que en 2011 y 2012 se detectaron adultos en diciembre y febrero.

En las instalaciones del Campo Experimental Pabellón (CEPAB) (22° 09´ 42´´N; 102° 17´ 42´´O y 1,874 msnm) se recolectaron en 2018 y 2019 larvas escapadas en años anteriores de pruebas de incremento de *N. omosus* y que afectaron *P. leiophylla* en una plantación de ornato a un costado del auditorio. También se agregó en 2018 un nuevo registro de *N. omosus* en la comunidad de “La Congoja” en *P. leiophylla* en dos árboles de seis metros de alto, uno en la calle principal a una cuadra de la Iglesia del pueblo y el otro en una casa en la calle lateral atrás de la Iglesia.

En enero y febrero de 2018 se detectaron dos poblaciones endémicas de *Zadiprion*, la primera en el km 31 de la carr. San José de Gracia-Calvillo ($22^{\circ} 11' 0.2''$ N; $102^{\circ} 36' 4.9''$ O y 2,608 msnm) en *P. teocote* esta es cercana a *Z. townsendi*, pero al parecer se trata de una nueva especie que esta en proceso de descripción. La segunda se observó en la “Sierra Fría” Aguascalientes ($22^{\circ} 12' 52''$ N; $102^{\circ} 38' 41.2''$ y 2,717 msnm) en arbolado adulto de *P. michoacana* y también se considera que es una nueva especie. Este reporte es un nuevo registro del género para el estado y representan las poblaciones de dos nuevas especies.

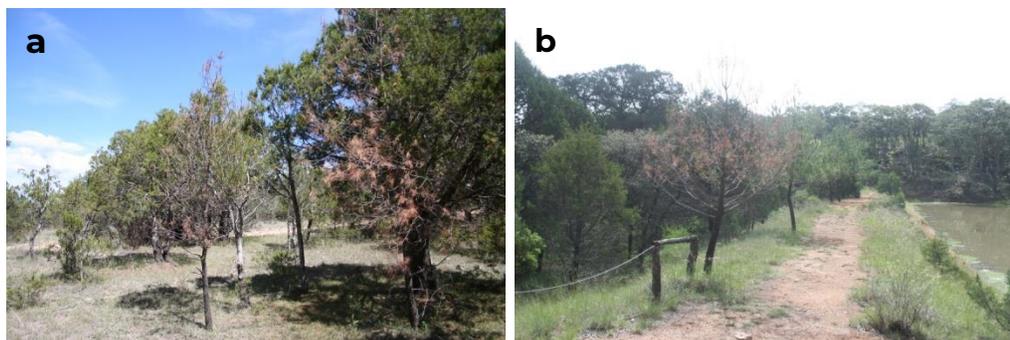


Figura 1.5. Sitios de recolecta en Aguascalientes. a) El Gauro y b) Alamitos. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona, CEPAB.

En “El Huapango” “Sierra Fría”, Aguascalientes ($22^{\circ} 11' 43''$ N; $102^{\circ} 38' 09''$ O y 2,708 msnm), durante 2012, se determinó la presencia de *Monoctenus* sp., atacando táscate (*Juniperus deppeana* Steud). Para determinar la magnitud del daño se muestrearon alrededor de 200 plantas y solo se encontraron cinco larvas, por lo cual se consideró que está en forma endémica. En julio del 2020 se detectó nuevamente a *Monoctenus* sp., en el predio “Peña del Gato” ($22^{\circ} 05' 6.4''$ N; $102^{\circ} 34' 48.4''$ O y 2,472 msnm); los ejemplares difieren de *Monoctenus sadadus* Smith y de *Monoctenus* n sp. de Ixcateopan de Cuauhtémoc, Guerrero por el color completamente negro del rostro, así como en la longitud del rami en las antenas que es casi la mitad de

corto y de *M. sanchezi* porque este último no presenta una coloración oscura del rostro. En una revisión minuciosa del predio señalado, el 16 de julio de 2020, se observó que este insecto se encuentra en condición endémica, por lo que es muy difícil de detectar. Esta información confirma la presencia del género *Monoctenus* en la “Sierra Fría”, Aguascalientes y representa un nuevo registro de la distribución de este género en nuestro país y se amplía el rango de hospederos y probablemente se trate de una nueva especie.

Baja California

En el año 2015 y 2016, en el Parque Nacional Sierra de San Pedro Martir, se detectó una infestación a nivel endémico de *Zadiprion* sp., afectando *Pinus jeffreyi* (López-Sánchez *et al.*, 2017). Inicialmente, se consideró que, la especie que estaba causando daños era *Z. rohweri*; sin embargo, Smith (2019) la ubicó como una nueva especie: *Zadiprion jeffreyi*. De esta especie se obtuvo material biológico por donación de la Licenciada en Ciencias Ambientales Luisa Andrea Hernández Morales, Técnico de Sanidad de la CONAFOR en Baja California (dos hembras y dos larvas) (31° 00′ 0.60″ N; 115° 33′ 25.7″ O). El material donado se empleó en la descripción de larvas dentro del grupo *Z. rohweri* (De Lira *et al.*, 2021).

Chiapas

En septiembre de 2018 en el cuartel militar de San Cristobal de las Casas (16° 39′ 51″ N; 92° 31′ 12″ O y 2,235 msnm) se detectó una infestación de *Zadiprion* sp. (probablemente *Z. howdeni*) afectando a *P. oaxacana*, los árboles afectados fueron de 3.0-15.0 m de altura, se observaron manchones de 5 a 10 árboles en varios sitios y aunque se ubicó como endémica es factible su incremento si no se realizan acciones de combate.

Chihuahua

Durante el periodo 2007 a 2009 se observó a *Neodiprion autumnalis* Smith afectando preferentemente *P. arizonica* en los municipios de Guerrero, Ocampo, Bocoyna y Guachochi, afectando 34,500 ha (Olivo, 2011). Los sitios donde se estudió su biología fueron: “Tobosachi” (27° 05´ 32´´ N, 107° 15´ 29´´ O; 2,394 msnm), “La Capilla” (27° 05´ 23´´ N; 107° 14´ 41´´ O) y “Brecha a Tonachi” (26° 51´ 03´´ N; 107° 08´ 34´´ O) (Figura 1.6. a y b). En la zona de Guachochi, también se observó a *Zadiprion* spp., atacando principalmente *P. durangensis* en una superficie de 3,539 ha (Olivo, 2011). Los predios donde se determinó la biología de *Z. ojedae* fueron: “Zaparichi” (26° 48´ 33´´ N; 107° 21´ 13´´ O), “Mesa de Cosympac” (26° 47´ 27´´ N´; 107° 22´ 03´´ O) y “Mesa Pelona” (26° 49´ 03´´ N; 107° 20´ 42´´ O) (Sánchez *et al.*, 2012). En la “Sierra La Magdalena” (28° 10´ 41´´ N y 108° 02´ 41´´ O) se detectaron larvas oscuras de *Zadiprion* sp. (probablemente *Z. townsendi*) afectando dos árboles adultos de pino blanco (*Pinus ayacahuite* Ehren), y larvas de *Zadiprion* sp. (28° 13´ 14.6´´ N; 108° 04´ 11.0´´ O y 2,371 msnm) afectando un árbol de renuevo de *P. arizonica*. En 2014 se detectó otro brote epidémico en la localidad de “Talayotes”, Moris, Chihuahua (28° 13´ 52.2´´ N; 108° 45´ 03.5´´ O y 1,822 msnm).



Figura 1.6. Sitios de recolecta en Chihuahua donde se estudio la biología de *Neodiprion autmnalis* a) la Capilla y b) brecha a Tonachi. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona.

En los municipios de Guerrero, Ocampo y Bocoyna, durante 2008, se aplicó *Bacillus thuringiensis* Berliner, en 6,873 ha (3,539 contra *Zadiprion* spp. y 3,334 contra *N. autumnalis*), mientras que en 2009 se volvió a aplicar esta bacteria en 6,555 ha para combatir a *N. autumnalis* (Sánchez *et al.*, 2012).

En diciembre de 2010 y febrero de 2011, se detectó una alta mortalidad de larvas de *Z. ojedae* de primer estadio debido a la presencia de bajas temperaturas (Sánchez *et al.*, 2011). La población se redujo a tal grado que en noviembre de 2011 ya no se detectó la presencia de la plaga en el ejido Santa Anita, del municipio de Guachochi.

En 2018, se detectó un brote epidémico de 180 ha de *P. durangensis* afectadas por *Zadiprion* sp. en la localidad de “La Norteña”, en el municipio de Madera (29°40´55.7´´N; 108°26´2.4´´O y 2,104 msnm).

Durante 2019, se registró la presencia de una mosca sierra, muy parecida a *Z. ojedae*, afectando *P. durangensis* en la localidad “El Vergel”, Ejido San Carlos en el municipio de Balleza (26° 28´ 20.1´´N; 106° 36´ 58´´O y 2,600 msnm). Sin embargo, al observarlas en laboratorio, se determinó que se trataba de una especie no descrita, de la cual es necesario obtener adultos para su descripción.

En mayo de 2016, en el Santuario de la cotorra serrana occidental (*Rhynchospitta pachyrhyncha* Swainson), ubicado dentro del Área de Protección de Flora y Fauna Campo Verde, en los ejidos El Largo y Socorro Rivera, municipio Madera, administrado por la Comisión Nacional de las Áreas Naturales Protegidas (CONANP), se detectó un brote a nivel endémico de *Neodiprion abietis* Harris sobre *Abies concolor* (Gord. And Glend.) Lindley ex Hildebr y *Pseudotsuga menziesi* (Mirb.) en el paraje conocido como “Cinco millas” (29° 19´ 23.8´´N; 108° 12´ 40.3´´O y 2,620 msnm). En julio de ese mismo año, se determinó otro sitio con afectación, paraje conocido como “Las

Cebadillas" (29° 19´ 38.4´´N; 108° 12´ 4.5´´O y 2,498 msnm). Durante 2019 se detectaron otros dos sitios, uno en *A. concolor* (29° 18´ 45.7´´N; 108° 12´ 03.9´´O y 2,635 msnm) y otro en *P. strobiformis* (29° 19´ 25.3´´N; 108° 12´ 36.9´´O y 2,729 msnm). Después de cinco años de su detección los niveles de afectación no han rebasado los 30 árboles y las afectaciones se observan solo en las ramas bajas con una preferencia sobre *A. concolor* (González-Gaona *et al.*, 2021).

Coahuila

Dentro de las instalaciones del hotel Monterreal (25° 14´ 15.1´´N; 100° 25´ 38.21´´O) en 2012 se observaron ataques muy ligeros de *Zadiprion roteus* Smith atacando seis árboles adultos de pino chino (*Pinus rudis* Endl.), y en marzo de 2013 se detectó moscas sierra en otros dos árboles pequeños cerca del campo de golf del citado hotel. Aunque los dueños conocían de la infestación no la consideraron de peligro por el tamaño de la población.

Smith (2016), reporta la presencia de *Z. rohweri* atacando *P. cembroides* en 2015 en el Cañón de San Lorenzo, Saltillo, Coahuila (25° 19´ 44´´N; 100° 59´ 44´´O). En octubre de 2019 en la misma zona (25° 20´ 08.2´´N; 100° 59´ 34.3´´O y 1,910 msnm) personal de Protección de la Fauna Mexicana (PROFAUNA, México) detectó otra población de *Z. rohweri* en una plantación de reforestación de *P. cembroides*.

Durango

En "El Pachón" (23° 39´ 25.5´´N; 105° 44´ 22.6´´O y 2,575 msnm) del Ejido "Los Bancos" de Pueblo Nuevo (Figura 1.7. a) se colectaron larvas de *Zadiprion* sp., atacando *P. durangensis* tanto en árboles de renuevo como arbolado adulto y se reportó en forma epidémica en 100 ha, otras localidades en las que se han registrado daños son: San Cayetano (23° 38´ 18.3´´N; 105° 42´ 14.7´´O y 2,104 msnm) y "La Fragueta" del municipio de San Dimas (23° 38´ 17.3´´N; 105° 48´ 14.5´´O y 2,287 msnm) (Quiñones, 2006). Mientras que, en "La

Ermita" ($23^{\circ} 40' 26.2''$ N; $105^{\circ} 43' 22.4''$ O y 2,715 msnm) se observaron larvas de *Neodiprion* sp., afectando renuevo de pino cooperi (*Pinus cooperi* (C.E. Blanco) Farjon) y sobre *P. durangensis* a nivel endémico (Figura 1.7. b).



Figura 1.7. Sitios de colecta en Durango. a) vista panorámica de El Pachón, b) La Ermita. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona.

En septiembre de 2011 se visitaron algunos parajes de “Los Bancos” y se observó que la población ya había declinado notablemente en el predio denominado como “Cruz de Piedra”, no así en la localidad de “El Pachón” en donde se observó la presencia de larvas de *Zadiprion* afectando un grupo de *P. durangensis* tanto en arbolado de renuevo como en arbolado adulto. En esta visita también se comprobó la presencia de larvas afectadas por enfermedades virales. Para septiembre de 2012, la población disminuyó considerablemente en el predio “El Pachón”.

En la zona de Durango los adultos de *Zadiprion* sp., se presentan en junio-agosto con los mayores daños en septiembre-octubre, aunque se considera una generación anual se han observado larvas aún en febrero, también se han observado diferencias entre las larvas, lo cual pudiera sugerir la presencia de varias especies involucradas en el ataque (Quiñonez, 2006).

Estado de México

Aquí se consigna el registro de Procopio-Alcantara *et al.* (2020), donde se reporta en agosto de 2018, la detección de *Z. roteus* en forma endémica dentro de las instalaciones Campo Experimental de la Facultad de Ciencias Agrícolas, de la Universidad Autónoma del Estado de México, ubicado en la comunidad del “Cerrillo”, “Piedras Blancas” (19° 14´ 35.52´´N; 99° 24´ 43.2´´O; 2,614 msnm), Toluca, Estado de México. En el ataque se señalan daños en 31 árboles de *Pinus greggii* Engelm. Ex. Parl., y tres de *Pinus patula* Schiede ex Schltldl. & Cham. En la misma zona (19° 24´ 33´´N; 99° 41´ 21´´O y 2,600 msnm) se recolectaron larvas de *N. omosus* de 30 árboles de *P. patula* y 10 de *P. hartwegii*, de esta plaga se describen dos especies nuevas del parasitoides *Lamachus* Förster: *L. cushmani* Khalaim et Ruíz-Cancino, sp.n. y *L. toluca* Khalaim et Ruíz-Cancino, sp.n. este género de parasitoides es reportado por primera vez en México y representa el registro más sureño del género en el Nuevo Mundo (Khalaim *et al.*, 2019).

Guanajuato

En 2018, se detectó la presencia de *M. sanchezi*, atacando *J. flaccida* en “Llano Grande”, Xichú (21° 16´ 9.9´´N; 100° 03´ 13.0´´O y 2,100 msnm). La infestación abarcó 150 ha y requirió la aplicación de medidas de combate (Biol. Magda Vianey Nava Navarrete comunicación personal, Técnico de Sanidad de la CONAFOR); sin embargo, en 2019 la infestación se redujo considerablemente.

Guerrero

En los ejidos “El Mameyal”, “La Botella” y “San José de Petatlán” del Municipio de Petatlán (17° 38´ 23.74´´N; 101° 03´ 24.44´´O) se detectaron ataques por *N. omosus* sobre pino canis (*Pinus tenuifolia* Bentham), *P. maximinoi* y pino prieto (*Pinus oocarpa* Schiede), siendo los dos primeros los más atacados en aproximadamente 428 ha. El

ataque se inició desde 2009, acorde a los datos proporcionados por los productores (Bonilla CONAFOR, comunicación personal). De este sitio se obtuvieron pupas donadas por el Ing. Juan Carlos Gómez Núñez de la CONAFOR-Guerrero.

En Ixcateopan de Cuauhtémoc, Guerrero (18° 32´ 5.56´´N; 99° 47´ 15.6´´O y 1,741 msnm) en 2017, se detectó a *Monoctenus* sp., afectando 460 ha de cedro blanco (*J. flaccida*). Sin embargo, al comparar a los adultos obtenidos en esta localidad con los adultos de San Luis Potosí, se observaron diferencias morfológicas externas, al igual que con *M. sadadus*. Además de que, *M. sanchezi* y la especie en estudio, difieren también en la fenología. De acuerdo con Smith *et al.* (2010), los adultos de *M. sanchezi* aparecen de junio a finales de julio y los estadios larvarios de julio a noviembre, mientras que los cocones se forman de noviembre a diciembre y la pupación ocurre en junio. En el presente estudio se presenta la fenología y la descripción de la especie presente en Ixcateopan de Cuauhtémoc, Guerrero.

Hidalgo

En 2019, en Acaxochitlan se detectó a *N. omosus* en dos sitios “San Miguel El Resgate” (20° 13´ 37.7´´N; 98° 10´ 54.8´´O y 2,175 msnm) en una plantación comercial de *P. montezumae* y en un bosque natural de *P. patula* (20° 12´ 19.9´´N; 98° 14´ 44.6´´O y 2,252 msnm) en ambos casos fue considerada a nivel endémico.

Jalisco

En el sur de Jalisco, en la Sierra “El Tigre”, durante el periodo de 2006 a 2011, en diferentes predios del municipio de Gómez Farías, se reportaron daños por *Z. falsus* dañando preferentemente arbolado adulto de *P. tenuifolia* y pino blanco (*Pinus douglasiana* Martínez). El brote afectó 5,000 ha por lo que se consideró epidémico (Figura 1.8. a). Lo anterior motivó la implementación de medidas de combate con agentes de control biológico aplicados en forma aérea. Los predios

con mayores afectaciones fueron: “Las Varillas”, “Unión de Guadalupe”, “El Rodeo”, “Cerro Viejo”, “Catejuma” y “La Lobera” cada una con afectaciones superiores a las 100 ha (en la Figura 1.8. b, se muestra el área donde se aplicaron medidas de combate). Los predios donde se recolectó material biológico en la zona fueron: “El Olotico” (19° 48´ 50.1´´N; 103° 24´ 45.5´´O y 2,218 msnm), “Donde Inicio el ataque” (19° 49´ 24´´N; 103° 23´ 43.8´´O y 2,097 msnm), “La Cofradía” (19° 50´ 09.3´´N; 103° 24´ 10.6´´O y 2,027 msnm), “El Ocote” (19° 51´ 22.7´´N; 103° 25´ 53.4´´O y 2,086 msnm), “Las Minas” (19° 49´ 54.8´´N; 103° 25´ 52.6´´O y 2,190 msnm) y “La Cruz del Muchacho” (19° 52´ 47.8´´N; 103° 25´ 14.5´´O y 2,122 msnm) (DGGFS, 2008).

A finales de 2011, la población de la plaga se encontraba en declinamiento, ya que solo se detectó la presencia en “El Rodeo”, “La Cruz del Muchacho” y “El Ocote”. En 2012 solo se detectó población de mosca sierra en “La Cruz del Muchacho” en alrededor de 30 árboles, aunque con bajas poblaciones de moscas sierra; además, la población se encontró desfasada de lo ocurrido en años anteriores, razón por la cual se considera que la plaga en esta zona cambió a fase endémica.

En diciembre de 2012, se reportó un ataque de moscas sierra en “San Juan de los Potreros” en el municipio de Chimaltitlán (21° 41´ 54.8´´N; 103° 35´ 24.9´´O y 2,259 msnm). Se detectó una pequeña plantación de 1.0 ha de *P. devoniana* atacada por *Zadiprion* sp., se consideró que la afectación se inició dos ciclos antes y los árboles afectados tenían una altura de 3 a 4 m.

En 2012 también se detectó la presencia de *Neodiprion* sp., en dos árboles pequeños de una plantación de pino de California (*Pinus radiata* D. Don.), de menos de 1.5 m de altura (19° 54´ 19.0´´N; 103° 24´ 05.3´´O y 2,009 msnm).

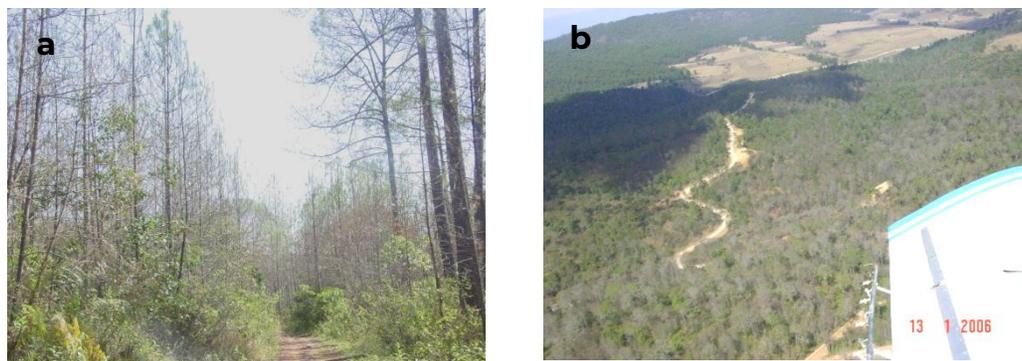


Figura 1.8. Aspecto del daño ocasionado por *Zadiprion falsus* en el brote epidémico de 2006-2011 en la Sierra “El Tigre” en el sur de Jalisco. a) aspecto del arbolado adulto afectado y b) aspecto aéreo del daño. Fotos: Ing. Francisco Bonilla Torres.

Michoacán

Se detectaron larvas de *Neodiprion* sp., afectando 14 árboles en una pequeña plantación de renuevo de *P. pseudostrobus* en forma endémica en el Predio “La Cruz” ($19^{\circ} 27' 47.2''$ N; $102^{\circ} 12' 02.3''$ O y 2,605 msnm) de San Juan Nuevo Parangaricutiro. Otros puntos de detección con uno o dos árboles pequeños en la misma zona son: “Patzingo” ($19^{\circ} 29' 33.0''$ N; $102^{\circ} 12' 07.9''$ O y 2,446 msnm), “La alberca” ($19^{\circ} 27' 37.4''$ N; $102^{\circ} 11' 46.3''$ O y 2,568 msnm) y “Condenbaro” ($19^{\circ} 28' 57.2''$ N; $102^{\circ} 12' 24.0''$ O y 2,520 msnm) (Coria y Muñoz, 2011). La lanceta de la hembra difiere un poco de la de *N. omosus* por lo cual se mandó a corroborar la identidad taxonómica.

Oaxaca

A partir del 2016 se reportó un brote inusual de moscas sierra del género *Zadiprion* en los bosques templados de la Sierra Juárez, por lo que diversas comunidades se vieron afectadas en los municipios de “San Miguel Panixtlahuaca” ($16^{\circ} 15' 35''$ N; $97^{\circ} 21' 45''$ O y 938 msnm), “San Agustín Chayuco” ($16^{\circ} 27' 45''$ N; $97^{\circ} 47' 49''$ O y 645 msnm),

“Santa Catarina Ixtepeji” (17° 15´ 49´´N; 96° 33´ 42´´O y 1,994 msnm), “Nuevo Zoquiapam” (17° 17´ 11´´N; 96° 36´ 59´´O y 1,952 msnm) y “Reforma Putla” (16° 39´ 42.7´´N; 97° 51´ 23.7´´O y 962 msnm).

Para el 2017 se reportaron 1,303 ha afectadas y fue considerado el brote prioritario del 2019 por su magnitud para la CONAFOR. La identidad a nivel especie de la mosca sierra fue *Z. howdeni* (Aguirre et al., 2020). En 2020 se registraron actividades de control de esta especie en cerca de 12,000 ha (Estadísticas de CONAFOR, 2020).

Puebla

Se recolectaron larvas de *N. omosus* en un árbol de *P. patula* en Pahuatlan del Valle en agosto de 2019 (20° 15´ 30.9´´N; 98° 12´ 0.08´´O y 1,994 msnm).

San Luis Potosí

En la Sierra de Álvarez en la localidad “La Barranca”, Armadillo de los Infante (22° 11´ 34.1´´N y 100° 36´ 18.3´´O y 1,701 msnm) (Figura 1.9. a) se observó un ataque epidémico de *M. sanchezi* sobre cedro blanco *J. flaccida*. En 2007, se observaron ataques por moscas sierra sobre cedro blanco en un área de 20 ha. En octubre de 2008 la infestación fue de 200 ha (Smith et al., 2010), llegando a 500 ha en 2009 (DGGFS, 2009). Para detener la infestación, se realizaron aplicaciones de agentes de control biológico, principalmente entomopatógenos.

En forma terrestre se aplicaron el primer año y aérea en el segundo año del brote. Aunque se suspendieron en 2010 y 2011 se volvieron a aplicar en 2012 en una superficie de 355 ha, asperjándose *B. bassiana* fue por medio de helicóptero. La especie causante de los daños *M. sanchezi*, una nueva especie separada de *M. sadadus* por las manchas oscuras en la cara y bajo los ocelos (Smith et al., 2010).



Figura 1.9. Sitios en San Luis Potosí, a) aspecto de cedro blanco dañado por *Monoctenus sanchezi* en La Barranca, b) recolecta de pupas de *Neodiprion bicolor* en Picacho de los Dolores. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona.

En enero de 2012 en “El Picacho de los Dolores”, Armadillo de los Infante ($22^{\circ} 10' 28.9''$ N; $100^{\circ} 35' 52.7''$ O y 1,983 msnm) (Figura 1.9. b) se recolectaron larvas de *Neodiprion* sp., afectando 15 arbolitos de menos de 1.5 m de altura dentro de una plantación de 1.0 ha de pino gregi (*P. greggii*). Al momento del monitoreo ya existían pocas larvas alimentándose y la mayoría de la población se encontraba en estado de pupa. Con los adultos que emergieron se determinó que la especie que ocasionó los daños fue *Neodiprion bicolor* Smith.

Tamaulipas

En el paraje “Mesa del Jarrillo” ($23^{\circ} 38' 39.2''$ N; $99^{\circ} 50' 37.2''$ O y 2,210 msnm), del ejido Servando Canales, Miquihuana, Tamaulipas en una plantación comercial de *Pinus cembroides* se detectó el ataque de *Zadiprion* sp. La infestación se reportó desde 2014 a 2017 y se hicieron los primeros registros de saneamiento por parte de la gerencia de Sanidad de la CONAFOR, los cuales sirvieron como base para determinar la época de aparición de la plaga. Los arboles afectados fueron de 1.5 a 3.0 m de altura. A partir de 2017 se realizaron estudios para determinar la fenología.

Veracruz

En 2017, el Comité Estatal de Sanidad Forestal de Veracruz, presentó el reporte de brotes de mosca sierra en plantaciones de *Pinus patula* en el municipio de Xico, y en poblaciones naturales de *Pinus chiapensis* en Atzalán, este último municipio en los límites con el estado de Puebla. Durante 2019 en dos localidades de Atzalán, “Xicotes” (19° 52′ 03″ N; 97° 14′ 19″ O y 836 msnm) y “Arroyo Colorado” (19° 52′ 40″ N; 97° 14′ 16″ O y 892 msnm) se etiquetaron arbolitos de *Pinus chiapensis* afectados por *Zadiprion circa rohweri*, mientras que en Xico, se dio seguimiento al comportamiento de *Neodiprion omosus* en plantaciones de *Pinus patula* con la participación del Ing. David Machuca Pérez.

En la Reserva Ecológica Estatal Pancho Poza en Altotonga (19° 44′ 47″ N; 97° 14′ 99″ O y 1,996 msnm) se detectó en 2019 a *N. omosus* atacando *Pinus strobiformis* en una plantación de ornato a la orilla de un río que recorre la reserva, se detectaron 15 árboles dañados con una talla de 1.5-3.0 m y la infestación se consideró como endémica.

Literatura citada

- Aguirre-Hidalgo, V., Casasola-González, J. A., Alfonso-Corrado, C., Santiago-García, E., & Clark-Tapia, R. 2020. Registro y ecología de *Zadiprion howdeni* (Hymenoptera: Diprionidae) en Ixltán de Juárez, Oaxaca. *Madera y Bosques*, 26(3):1-13. e2631943. Doi: 10.21829/myb.2020.2631943.
- Álvarez, Z. R. 1987. Insectos forestales presentes en los bosques de coníferas en el estado de Durango. *In: Memorias del Simposio Nacional sobre Parasitología Forestal IV y IV Reunión sobre plagas y enfermedades forestales*, Durango, México. SARH, México. Publicación Especial Núm. 59. pp. 802-821.
- Álvarez, Z. R. y M. A. Márquez, L. 1991. Diagnostico fitosanitario de la Unidad de Conservación y Desarrollo Forestal No 4 "La Victoria-Miravalles", San Dimas, Durango, México. CIIDIR-IPN. Unidad Durango. 73 p.
- Cassian, S. J. M., R. Miranda, S., S. Salazar, H., D. Cibrián, T. 1987. Manejo de plagas y enfermedades en El Salto, Durango. *In: Memorias del XX Reunión del grupo de estudios sobre insectos y enfermedades forestales de América del Norte*. (COFAN), Durango, Durango, México. 8p.
- 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, J. Flores, L., 1995. *Insectos Forestales de México*. Universidad Autónoma de Chapingo. SARH Subsecretaría Forestal y de Fauna Silvestre. USDA Service Forest. Natural Resources Canada. Comisión Forestal de América del Norte. FAO. 453 p.

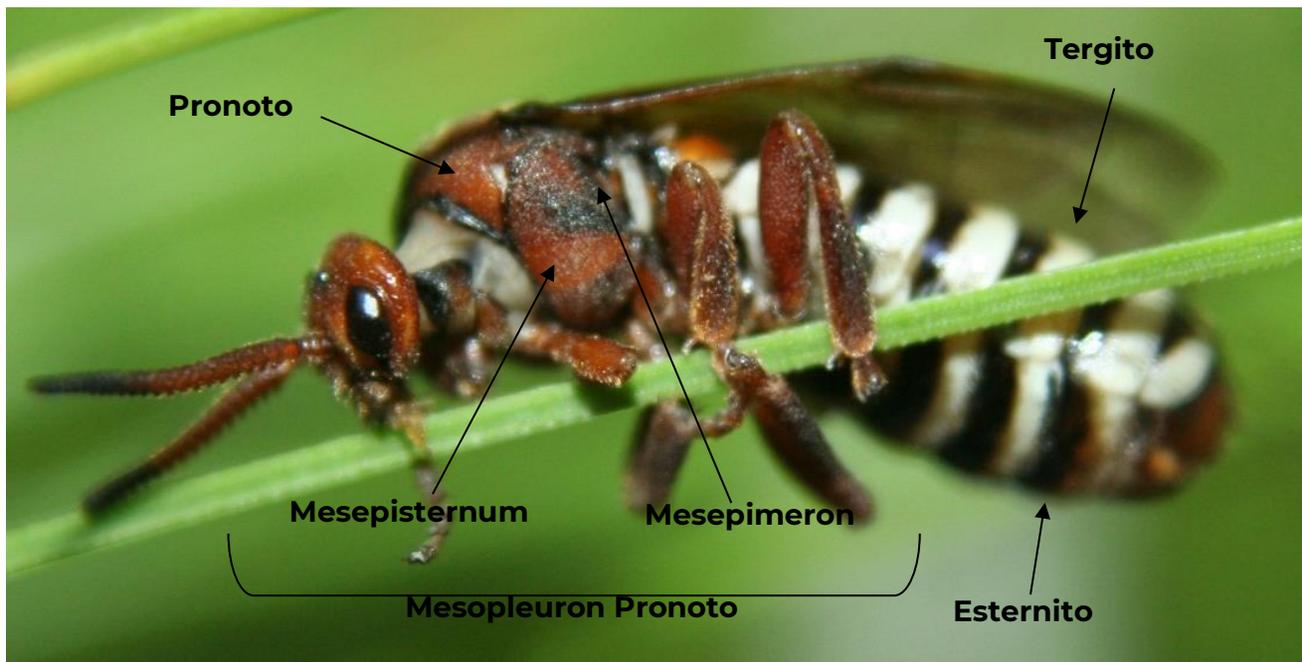
- Cisneros, P., S. 1970. Observaciones sobre *Zadiprion vallicola* Rohwer en la meseta Tarasca, Michoacán. SAG -SFF -INIF. Méxicio. 14 p.
- Coria, A. V. M. y H. J. Muñoz, F. 2011. Reporte de actividades en Uruapan. *In*: primer informe parcial del Proyecto. Identificación y Reproducción de agentes de control biológico asociados a moscas sierra en el centro norte de México. Mimeografiado. CONAFOR 2010-CO2-147913. p. 11.
- De Lira, R. K. V., y González, G. E. 2021. Variaciones en las especies de moscas sierra a nivel larvario del Grupo *Zadiprion rohweri* (Hymenoptera: Diprionidae) en México. *In*: Memorias del 1º Congreso Internacional de Ciencia Agrícolas, Forestales y Agronegocios, p. 73.
- Dirección General de Gestión Forestal y de Suelos (DGGFS). 2008. Notificaciones para realizar trabajos de saneamiento expedida en el 2008. SEMARNAT-Subsecretaria de Gestión para la protección Ambiental. Dirección de Sanidad Forestal México. Concentrado por tipo de plaga. 1 p.
- Dirección General de Gestión Forestal y de Suelos (DGGFS). 2009. Notificaciones para realizar trabajos de saneamiento expedida en el 2009. SEMARNAT-Subsecretaria de Gestión para la protección Ambiental. Dirección de Sanidad Forestal México. Concentrado por tipo de plaga. 1 p.
- González-Gaona, 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.
- Khalaim, A. I., Ruíz-Cancino, E., Coronado-Blanco, J. M., & Castañeda-Vildyzola, Á. 2019. First record of the genus *Lamachus* Förster,

- 1869 (Hymenoptera: Ctenopelmatinae) from Mexico, with description of two new species. *Russian Entomological Journal*, 28(2), 169-179.
- López-Sánchez, I. V., S. Ordaz-Silva, J. L. Delgadillo-Angeles, J. G. Pedro-Méndez, L. D. Carrasco-Peña, and G. de León-Girón. 2017. Mosca sierra, un problema creciente en el Parque Nacional Sierra de San Pedro Mártir, Baja California Norte. *Entomología Mexicana* 4: 510-513.
- Méndez, M. J. T. y D. Cibrián, T. 1985. Impacto del ataque de *Zadiprion vallicola* defoliadores de pinos, sobre el incremento de diámetro de *Pinus montezumae* en la Meseta Tarasca *In: Memoria del Simposios Nacionales de Parasitología Forestal (II y III)*. Sociedad Mexicana de Entomología-INIF-Instituto de Ecología. México pp. 249-255.
- Miranda, S. R., S. Salazar, H., F. N. Coria, Q. 1999. Insectos y patógenos de importancia económica en los bosques de pino encino de la unidad de Conservación y Desarrollo Forestal No 6. El Salto, Durango, México. 61 p.
- Olivo, M. J. A. 1988. Observaciones sobre el ciclo de vida y hábitos de la mosca sierra del pino *Zadiprion vallicola* Rower (Hymenoptera: Dirpionidae) en el estado de Chihuahua, 1986. *In: memorias del IV Simposio Nacional sobre Parasitología Forestal y IV Reunión sobre Plagas y Enfermedades Forestales*. Durango, México. SARH, México. Publicación Especial Núm. 59. pp. 442-451.
- 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.
- Procopio-Alcantara, A., J. R. Sánchez-Pale, J. Váldez-Carrasco, D. H. Zetina, G. Sánchez-Martínez, J. M. Coronado-Blanco y A.

- Castañeda-Vildazola. 2020. Nuevo registro de *Zadiprion roteus* y sus parasitoides asociados en el estado de México, México. *Southwestern Entomologist* vol 45(1):313-317.
- Quiñones, 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 de 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.
- Sánchez, M. G., H. Alanis, M., M. Cano, R., y J. A. Olivo, M. 2011. Biología de las moscas sierra de los pinos (*Neodiprion autumnalis* y *Zadiprion* sp.) en el municipio de Guachohi, Chihuahua. Mimeografiado. Informe de actividades 2010-2011. INIFAP-Gobierno del estado de Chihuahua. México 49 p.
- Sánchez, M. G., H. Alanis, M., M. Cano, R., y J. A. Olivo, M. 2012. Biología y aspectos taxonómicos de dos especies de mosca sierra de los pinos en Chihuahua. SAGARPA-INIFAP-CIRNOC-Campo Experimental Pabellón. Aguascalientes, México. Folleto Técnico Núm. 44. 26 p.
- Smith, D. R. 1988. A synopsis of the sawflies (Hymenoptera: Symphyta) of America south of the United States: Introduction Xyelidae, Pamphiliidae, Cimbicidae, Diprionidae, Xyphydriidae, Siricidae, Orussidae, Cephidae. *Systematic Entomology* 13: 205-261.
- Smith, R. D., G. Sánchez-Martínez., and 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: 444-450.

- Smith, R. D., Monjarás-Barrera, J. I., Aguilar-Hernández, J. C. and H. Quiñones-Dena. 2016. New Host and Distribution records for *Zadiprion rohweri* (Middleton) (Hymenoptera: Diprionidae) a Pinyon Pine Sawfly. Proceedings of the Entomological Society of Washington, 118(2):300-301.
- Smith, R. D. 2019. A new *Zadiprion* (Hymenoptera: Diprionidae) of Baja California, México on *Pinus jeffreyi*. Proceedings of the Entomological Society of Washington 121(4): 700-703.

Características Generales de las Moscas Sierra de las Coníferas



Vista lateral de una hembra de *Zadiprion falsus* en *Pinus tenuifolia* en Sierra El Tigre, Gómez Farías, Jalisco
(Foto: Dr. Ernesto González Gaona)

CAPITULO II

Características Generales de las Moscas Sierra de las Coníferas

*Karla Vanessa De Lira Ramos, Ernesto González Gaona,
Guillermo Sánchez Martínez.*

Las moscas sierra, son Hymenópteros del suborden Symphyta. Se caracterizan porque no presentan la constricción en la base del abdomen y el primer tergito abdominal está fusionado al postnotum del metatórax, por lo tanto, se asemejan más a una mosca que a una avispa (Goulet, 1992). Tienen un ovipositor en forma de sierra que es utilizado para cortar el tejido de las plantas e insertar sus huevos. La mayoría son de hábitos fitófagos, a excepción de la familia Orussidae, que son depredadores o parasitoides de insectos barrenadores especialmente de Coleópteros (Smith, 1993).

El suborden Symphyta, al cual pertenecen las moscas sierra, tiene seis superfamilias: Xyeloidea (familia Xyelidae), Megalodontoidea (familias Pamphillidae y Megalodontidae), Tenthredinoidea (familias Pergidae, Argidae, Diprionidae, Cimbicidae, Blasticotomidae, y Tenthredinidae), Siricoidea (familias Xiphydriidae, Siricidae y Anaxyelidae) Cephoidea (familia Cephidae), y Orussoidea (familia Orussidae) (Smith, 1993).

La familia Diprionidae comprende dos subfamilias (Monocteninae y Diprioninae) con 11 géneros y más de 90 especies, se les encuentra en las regiones templadas y boreales de Norteamérica y Eurasia, aunque algunas especies se extienden hasta el Norte de África, Thailandia, India y en América hasta Nicaragua y Cuba (Smith, 1988).

En México se detectaron de la subfamilia Monocteninae al género *Monoctenus* y de la Diprioninae a los géneros *Zadiprion* y *Neodiprion*.

Larvas

Las larvas son parecidas a las de los lepidópteros, cilíndricas eruciformes ligeramente aplanadas 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 pseudópodos, que están divididos por depresiones transversales en anulaciones (Figura 2.1).

La cabeza es subglobosas ligeramente circular en contorno frontal, fuertemente quitinizada y con presencia de setas. La boca es dirigida en forma ventral, el color en esta área es constante y de característica específica. Presenta marcas cafés en el vértex, 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 “ocularios” que son manchas circulares y distintivamente negras (Figura 2.2 A).



Figura 2.1. Larva de mosca sierra (Hymenoptera) (superior) y de una palomilla (Lepidóptera) (inferior). Tomado de González y Sánchez (2018).

Las antenas se ubican en la porción ventral-lateral de la cabeza, las antenarias son usualmente subcirculares o subcuadradas. Son cortas y varían de uno a cinco segmentos, fuertemente quitinizados, más o menos parecidos a anillos sucesivamente más pequeños en diámetro. El segmento distal es cónico u ocasionalmente erecto y parecido a un “peg”, pueden no completar el anillo y en ocasiones un lado puede estar reducido solo a una línea. La antacoria es extensiva, distintivamente convexa y de color blanquecino (Figura 2.2 B) (Yuasa, 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 2.2 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.

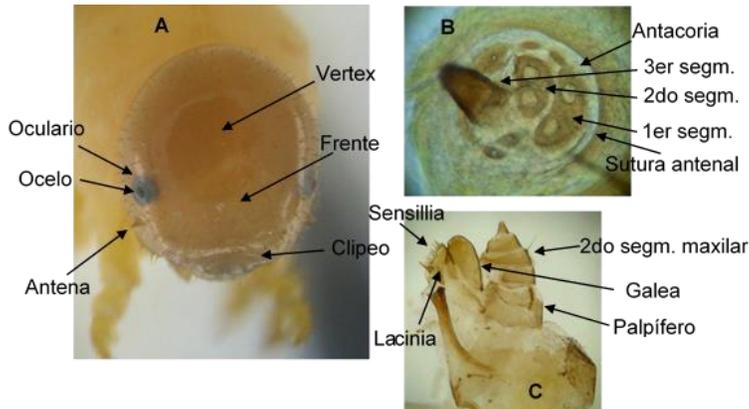


Figura 2.2. Aspectos de la cabeza (A), antenas (B) y palpos maxilares (C) de moscas sierra. Tomado de González y Sánchez (2018).

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) (Figura 2.3). La patas del protórax son las más pequeñas, después las del mesotórax y las metatorácicas son las más grandes. Presentan cuatro anulaciones y en estas tienen setas microscópicas y “glandubas con tallo” en las anulaciones A, B, y C, así como en el área posterior al espiráculo y en el lóbulo del preepipleurito y postepipleurito.

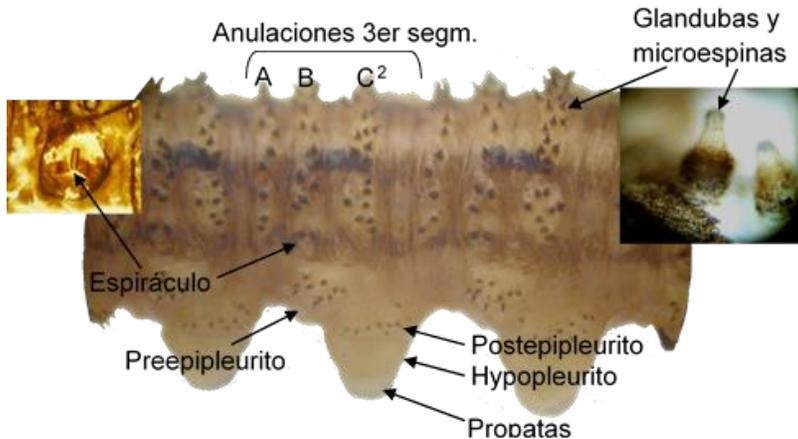


Figura 2.3. Vista lateral del tercer segmento abdominal de *Zadiprion ojeda*, con acercamiento del espiráculo y de las glandubas con microspinas. Tomado de González y Sánchez (2018).

Los segmentos abdominales 2-8 y 10 presentan probatas sin “crochets” lo cual, las diferencia de las larvas de lepidópteros (las larvas de palomillas tienen “crochets” y más de un ocelo). Con propósitos de descripción, se emplea el tercer segmento abdominal, que es el de menores modificaciones y el más típico (Figura 2.3). Presenta seis

anulaciones y setas microscópicas y glanduba en las mismas áreas señaladas para los segmentos torácicos. Los espiráculos pueden ser alados o no.

La clave que se presenta a continuación, representa el conocimiento actual de la taxonomía de las moscas sierra en México y solo considera la coloración y marcas de las larvas. Existen menciones de nuevas especies ya reconocidas en la literatura científica 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 identificación de larvas de Moscas Sierra de la familia Diphionidae.

1. Larvas de hábitos solitarios con franjas longitudinales atacando *Juniperus* o *Cupresus* (Monocteninae) (Figura 2.4 a y b)2

-Larvas de hábitos gregarios, con o sin franjas longitudinales, atacando *Pinus* spp., *Pseudotsuga menziesii* o *Abies* spp. (Diphioninae) (Figura 2.4 d y f)4

2. Antenas de cinco segmentos y de forma cónica, con seis anulaciones en los segmentos abdominales y con tres dientes grandes en la mandíbula izquierda (Thentredinidae) (Smith, 1969)*Susana*

-Antenas de tres segmentos con el último de forma cónica, siete anulaciones en segmentos abdominales y más de tres dientes en la mandíbula izquierda, presentan una franja oscura longitudinal en la porción media del dorso con dos franjas claras a los costados y una oscura en forma subdorsal, en la cabeza presenta una mancha negra longitudinal en la sutura de la corona *Monoctenus*3

3. Larvas verde olivo con franjas oscuras longitudinales, cabeza café claro con patas torácicas café oscuro, el primer par de patas tiene la coxa con la porción basal café oscuro y la apical blanquecina y el trocánter completamente blanquecino, fémur, tibia y uñas café oscuro, segundo y tercer par de patas con la coxa y trocánter con la porción basal café oscuro y la apical blanquecina, fémur, tibia y uñas café oscuro atacando *J. flaccida* en Armadillo de los Infante, San Luis Potosí y Xichú, Guanajuato (Figura 2.5)*Monoctenus sanchezi*

-Larvas verde olivo con franjas oscuras longitudinales con cabeza café claro con patas torácicas café oscuro, en los tres pares presenta la coxa y el trocánter con la porción basal café oscuro y la apical blanquecina, fémur, tibia y uñas, café oscuro, atacando *J. flaccida* en Guerrero (Figura 2.6)*Monoctenus* morfoespecie de Guerrero

-Larvas verde olivo con una franja oscura longitudinal, 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. En la parte superior de la frente presenta una mancha triangular que llega hasta la sutura frontal. Antacoria circular mas gruesa en la parte superior que en la base, primer segmento antenal bien definido y 3er segmento cónico oscuro. Patas torácicas con la base de la coxa y trocánter café obscuro, fémur y unas tarsales oscuras (Figura 2.7). Ataca *J. deppeana* en la sierra fría, Aguascalientes*Monoctenus* morfoespecie Aguascalientes

4. 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" al levantar la porción delantera y posterior (*Neodiprion*) (Figura 2.4 d)5

-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 2.4 f)8

5. Larvas con cabeza café-rojiza y cuerpo verde olivo con franjas oscuras longitudinales en porción dorsal6

-Larvas con cabeza negra y cuerpo verde olivo con franjas oscuras longitudinales en la porción dorsal7

6. 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 *P. arizonica* en Chihuahua (Figura 2.8 a)*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 2.8 d)*Neodiprion* morfoespecie de Guerrero

7. 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 *A. concolor* y *P. menziesii* en Ciudad Madera, Chihuahua (Figura 2.9)*Neodiprion abietis*

-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 abdominalesGrupo *Nediprion omosus*

a) Lóbulo del preepipleurito claro con manchas negras difusas y microespinas negras (Figura 2.10 c)*N. omosus* de Aguascalientes

b) Lóbulo del preepipleurito claro sin manchas oscuras con microespinas negras (Figura 2.10 d)*N. 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 2.10 e)*N. 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 2.10*N. 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 2.10 g)*N. 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 2.10 h)*N. omosus* de Veracruz

-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 epipleurito y una línea continua en la base de los segmentos abdominales (Figura 2.11)
*Neodiprion bicolor*

8. Larvas de apariencia oscura debido a la presencia de bandas y manchas oscuras con glandubas oscuras solas o en grupos
9

-Larvas de apariencia clara con o sin glandubas como espinas de color claro u oscuro10

9. 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 2.12 a)
*Zadiprion townsendi*

- 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 2.12 b)
*Zadiprion circa townsendi*

-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 2.12 c)Z. morfoespecie Aguascalientes 1

-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 están 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 *P. herrerae* en Chihuahua (Figura 2.12 c)*Zadiprion* especie no descrita de Chihuahua

10. Larvas de apariencia clara, pero con muchas proyecciones como espinas de color oscuro11

-Larvas de apariencia clara sin proyecciones como espinas de color oscuro12

11. Larvas de apariencia clara con numerosas glandubas 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 2.13 a)*Zadiprion ojedae*

-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 2.13 c)
*Zadiprion circa ojedae* 1

-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 2.13 c)
*Zadiprion circa ojedae* 2

12. Larvas claras con proyecciones pequeñas, sin manchas oscuras formando líneas discontinuas o manchas circulares aisladas
13

-Larvas claras con proyecciones notorias como espinas claras
15

-Larvas claras con manchas oscuras formando líneas discontinuas o manchas17

13. 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 pequeño14

14. Larvas claras sin proyecciones como espinas aparentes, ocularium pequeño y circular (Figura 2.14 a)*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 2.14 b)*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 *P. douglasiana* en Jalisco (Figura 2.14 C)*Zadiprion* sp.

-Oculario pequeño con lados lineales pentagonal, glandubas con microespinas (Figura 2.14 d)*Zadiprion circa falsus*

15. 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 glandubas16

16. Oculario grande semicircular con la porción basal cóncava. En tercer segmento abdominal, a nivel subdorsal se forma un lóbulo con 8 glandubas claras en líneas paralelas. En área postespiracular hay un pequeño lóbulo con 5 glandubas claras 4 en línea y 1 adelantada, lóbulo del prepipleurito con 6 glandubas claras, mancha ventral difusa presente solo entre el primer y segundo par de patas torácicas (Figura 2.15 a)*Zadiprion roteus*

-El lóbulo subdorsal en tercer segmento abdominal con 10 glandubas claras. El área postespiracular presentan dos grupos pequeños de tres glandubas cada uno y el lóbulo en el preepipleurito 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 2.15 a)*Zadiprion* morfoespecie Aguascalientes 2

-Larvas con una franja lateral longitudinal (Figura 2.15 c)*Zadiprion* circa morfoespecie Aguascalientes 2

-Larva parecida a *Zadiprion* circa morfoespecies Aguascalientes 2. Con una mancha oscura lineal*Zadiprion* n. sp.

17. Larvas blanco amarillento con cabeza negra y patas oscuras, sin glandubas 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 medio círculo. Ataca *P. cembroides* en Coahuila (Figura 2.16 a)*Zadiprion rohweri*

-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 *P. jeffreyi* en Baja California (Figura 2.16 B)*Zadiprion jeffreyi*

-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 2.16 c)*Zadiprion* morfoespecie Tamaulipas

-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 *P. chiapensis* en Veracruz Figura (2.17 a)*Zadiprion* morfoespecie Veracruz

-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 cafés 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 2.17 b)*Zadiprion* especie no descrita de Balleza

-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 *P. duranguensis* en “La Norteña”, Chihuahua (Figura 2.17 c) *Zadiprion* especie no descrita de “La Norteña”

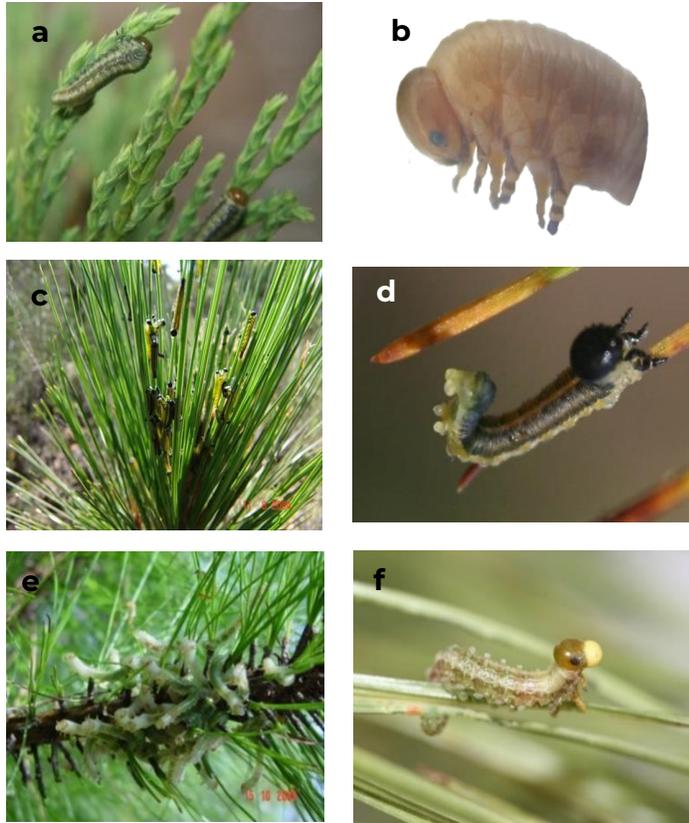


Figura 2.4. Diferenciación de géneros de moscas sierra de la familia Diprionidae por comportamiento y hábitos. a y b) *Monoctenus*, c y d) *Neodiprion* y e y f) *Zadiprion*. Tomado de González y Sánchez (2018).

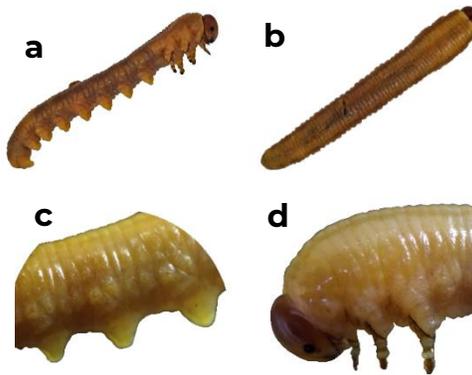


Figura 2.5. Larvas de *Monoctenus sanchezi* de San Luis Potosí. a) vista lateral, b) dorsal, c) acercamiento del 3er segmento abdominal y d) patas torácicas. Foto: Dr. Víctor Javier Arriola Padilla (a y b) y M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos (c y d).

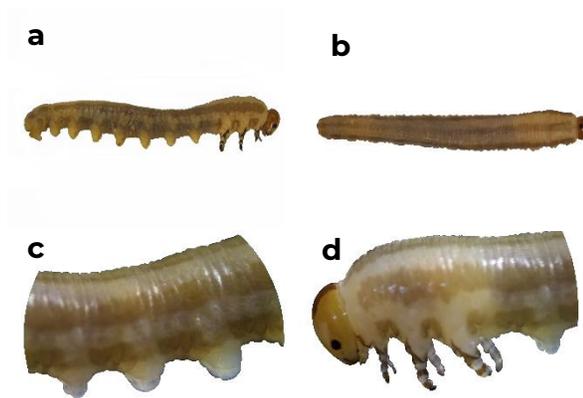


Figura 2.6. Larvas de *Monoctenus* especie no descrita de Guerrero. a) vista lateral, b) vista dorsal, c) acercamiento del 3er segmento abdominal y d) patas torácicas. Fotos: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos.



Figura 2.7. Larvas de *Monoctenus* especie no descrita de Aguascalientes en a) vista dorsal, b) vista lateral. Fotos: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos.

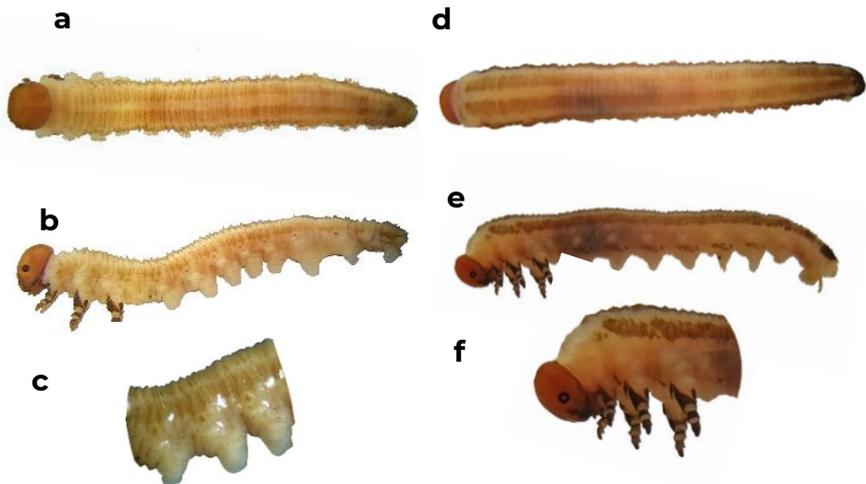


Figura 2.8. Larvas del género *Neodiprion* con cabeza café-rojiza. a) *Neodiprion autumnalis* y d) especie de *Neodiprion* no descrita de Guerrero en vista dorsal, b y e) vista lateral, c) tercer segmento abdominal de *N. autumnalis* y f) patas delanteras de *Neodiprion* de Guerrero. Fotos: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos.

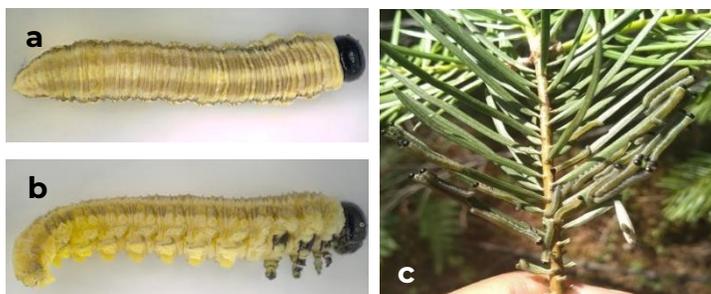


Figura 2.9. Larvas de *Neodiprion abietis* atacando *Abies concolor* en Madera, Chihuahua. a) Aspecto dorsal, b) lateral y c) atacando el hospedero. Tomado de González *et al.* (2021).

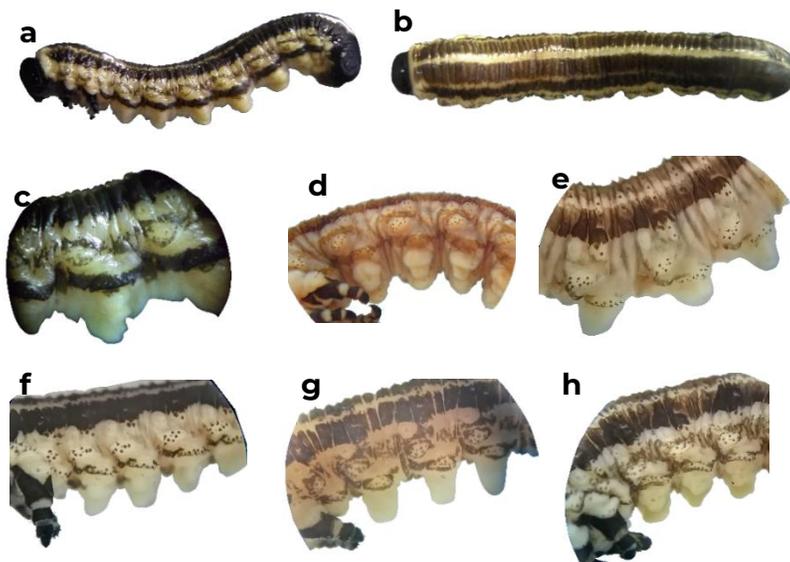


Figura 2.10. Larvas de *Neodiprion omosus*. a) Vista lateral, b) vista dorsal. Acercamiento del 3er segmento abdominal de poblaciones de c) Aguascalientes, d) Michoacán, e) y f) Hidalgo, g) y h) Veracruz. Fotos: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos.

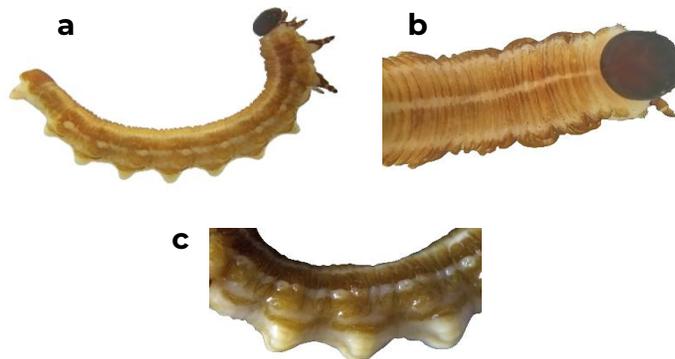


Figura 2.11. Aspecto de larvas de *Neodiprion bicolor*. a) Vista lateral, b) vista dorsal y c) acercamiento del 3er segmento abdominal. Fotos: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos.

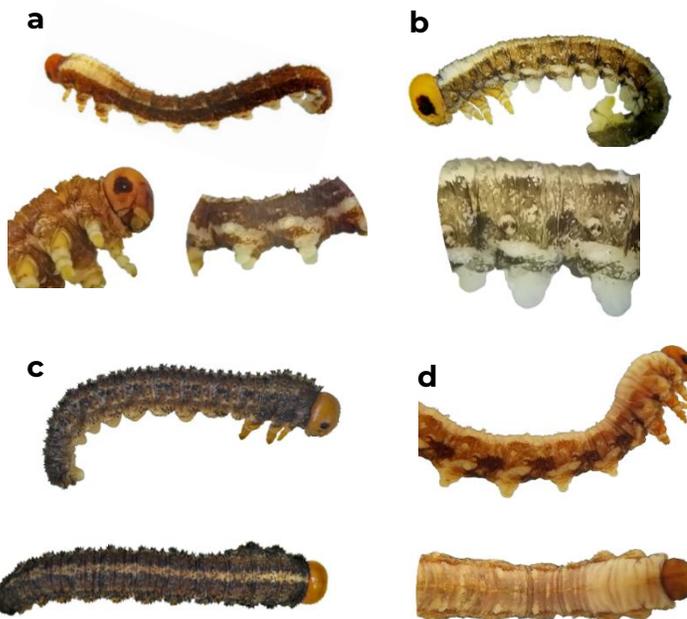


Figura 2.12. Larvas de a) *Zadiprion townsendi*, b) *Z. circa townsendi*, c) *Z. morfoespecie* Aguascalientes 1 y d) *Zadiprion* nsp., no determinada. Fotos: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos.

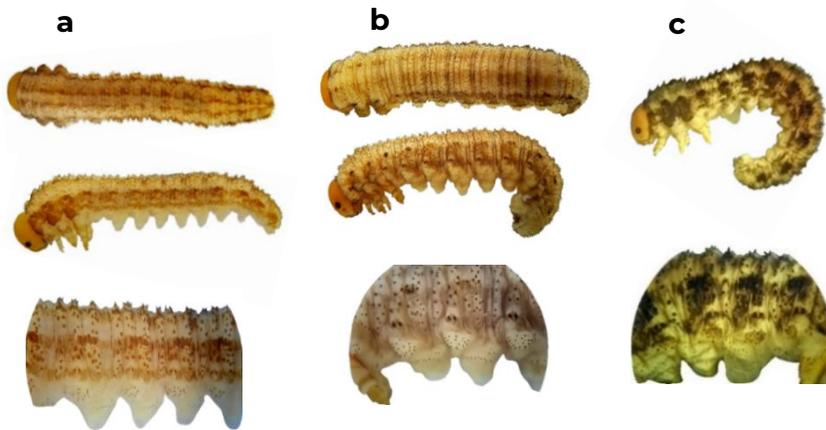


Figura 2.13. Larvas de a) *Zadiprion ojedae*, b) *Zadiprion circa ojedae* 1 y c) *Zadiprion circa ojedae* 2. Fotos: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos.

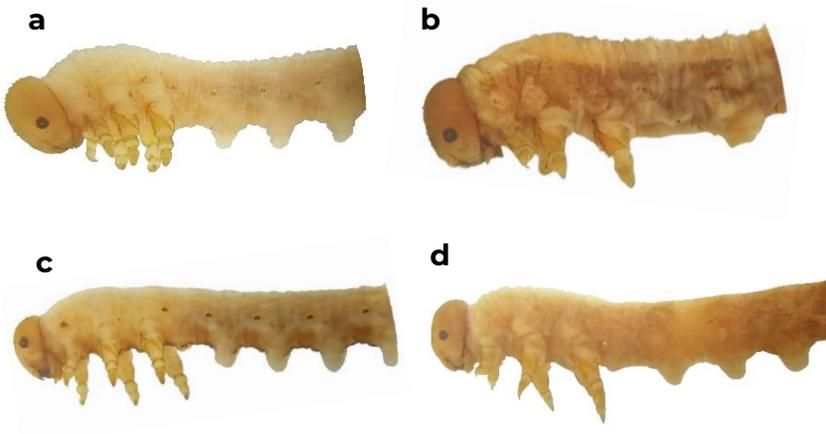


Figura 2.14. Larvas de a) *Zadiprion falsus*, b) *Zadiprion howdeni*, c) *Zadiprion* sp. de Jalisco y d) *Zadiprion circa falsus*. Fotos: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos.

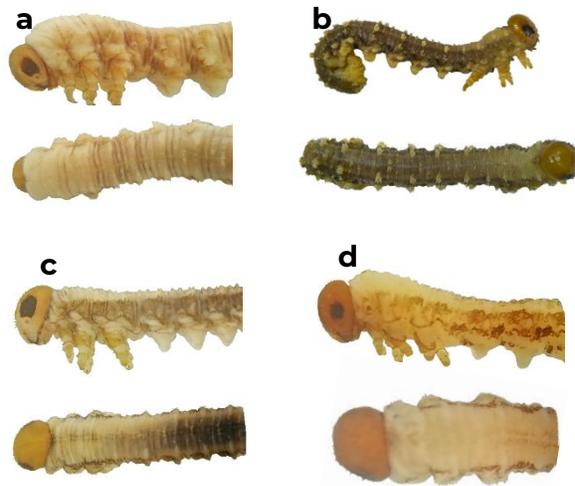


Figura 2.15. Larvas de a) *Zadiprion roteus*, b) *Zadiprion* morfoespecie Aguascalientes 2, c) *Zadiprion* circa morfoespecie Aguascalientes 2 y d) *Zadiprion* sp. de Durango. Fotos: Dr. Víctor Javier Arriola Padilla (b) y M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos (a, c y d).

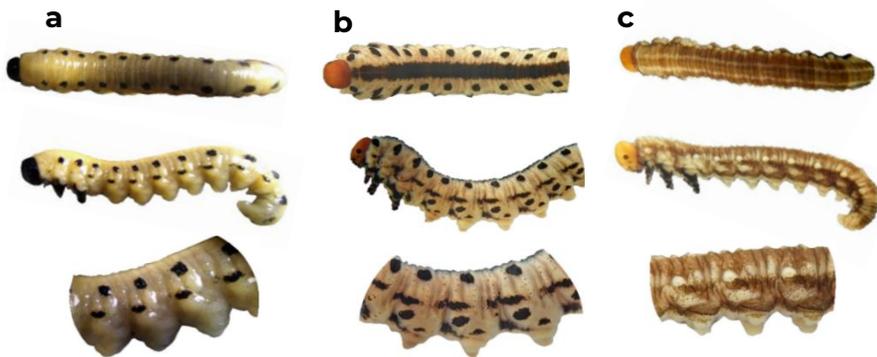


Figura 2.16. Larvas de a) *Zadiprion rohweri*, b) *Zadiprion jeffreyi*, c) *Zadiprion* n. sp. de Tamaulipas. Fotos: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos.

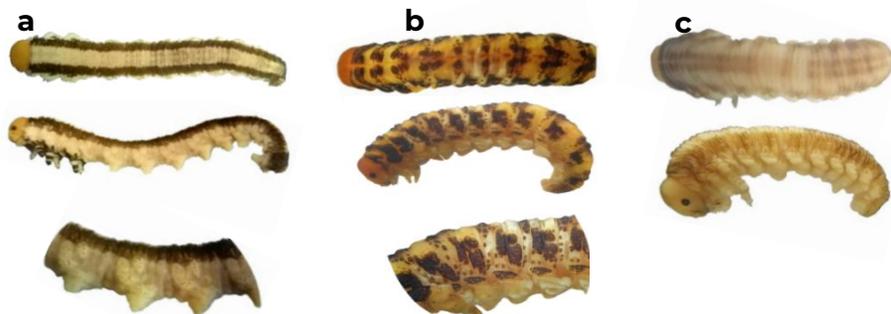


Figura 2.17. Larvas de a) *Zadiprion* especie no descrita de Veracruz, b) *Zadiprion* especie no descrita de Balleza y c) *Zadiprion* especie no descrita de “La Norteña”. Fotos: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos.

Dentro de *Monoctenus* inicialmente se observó la presencia de dos especies, la primera identificada como *M. sanchezi* dañando *J. flaccida* en Armadillo de los Infante, San Luis Potosí (Smith *et al.*, 2010) y en Xichú, Guanajuato. La otra afectando al mismo hospedero en Ixcateopan de Cuauhtémoc, Guerrero, que difiere en la maculación de la cara de *M. sanchezi*, pareciéndose más a *M. sadadus*. Sin embargo, difiere de ésta última, en la longitud de los ramis de la antena. A nivel larvario se diferencian por la coloración del trocánter del primer par de patas torácicas.

La tercera especie detectada dentro del género de *Monoctenus* ocurrió durante 2012, en San José de Gracias, Ags., atacando táscate (*Juniperus deppeana* Steud). En julio del 2020 se observó nuevamente, por personal de CONAFOR, pero difiere de *M. sadadus* por el color completamente negro del rostro, así como del rami que es casi la mitad de corto. A nivel larvario, difiere de las otras por la mancha en la sutura de la corona y que en la parte superior de la frente presenta una mancha triangular que llega hasta la sutura frontal.

Respecto al género *Neodiprion*, se ubicaron dos especies con la cabeza café; una en Chihuahua identificada como *N. autumnalis* que inverna como huevecillo en el interior de las acículas, la otra es una nueva morfoespecie detectada en Guerrero. También se determinó la presencia de una especie del complejo *N. abietis* afectando *A. concolor*, *P. strobiformis* y *P. menziesi* en Madera, Chihuahua (González *et al.*, 2021).

En el caso de *N. omosus* que es considerada la principal especie dentro de este género, se detectaron diferencias a nivel larvario en las manchas y glandubas en el lóbulo del preepipleurito comprendiendo seis poblaciones representativas de Aguascalientes, Michoacán, Hidalgo y Veracruz.

En el género *Zadiprion* se observó una mayor diversidad que la reportada por Smith *et al.*, (2012) y Smith (2019). En este estudio se formaron grupos arbitrarios de acuerdo a la ornamentación, color general de la larva presencia de glandubas en grupos, forma del oculario y/o maculación característica. En el grupo de *Z. townsendi* se observaron tres especies de las cuales solo *Z. townsendi* había sido tratada por González *et al.* (2014). Las otras están en proceso de descripción para ser propuestas como nuevas especies. Para el grupo de *Z. ojedae* se observaron tres especies.

El grupo de larvas claras sin ornamentación con glandubas prominentes, se diferenciaron por la forma del oculario pequeño, que en algunos casos fue circular, con forma de pentágono o con la base lineal. Las larvas claras, con ornamentación notoria y el oculario grande con la base cóncava se ubicaron dentro del grupo de *Z. roteus*, en este caso se reporta un nuevo registro para Coahuila y se describirá una nueva especie para Aguascalientes.

El grupo de *Z. rohweri*, las larvas son blancas con maculación distintiva. En estado adulto presentan el primer anillo de la lanceta en forma de “U” invertida característico de este grupo y que ataca pino

piñonero (Smith *et al.*, 2012). En este grupo se ubican cinco especies, de las cuales, la que se presenta en Baja California, fue descrita por Smith (2019) como *Z. jeffreyi* por el hospedero afectado. Una especie concuerda con la fotografía de *Z. rohweri* atacando pino piñonero en Coahuila (Smith *et al.*, 2016). La referida como *Zadiprion* morfoespecie de Veracruz y otra que ataca a pino piñonero en Tamaulipas.

Adultos

Las características distintivas de los adultos de la familia Diprionidae son: antenas con 13 o más segmentos, serradas en las hembras y bipectinadas en los machos, 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. En el ala posterior presenta celda anal.

El cuerpo está dividido en cabeza, tórax y abdomen. La cabeza presenta un par de ojos compuestos y tres ocelos. Tienen un par de antenas con un 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. Por lo general la diferencia más notoria entre machos y hembras es la estructura de la antena que en las hembras son serradas mientras que en los machos son bipectinadas (Figura 2.18. a).

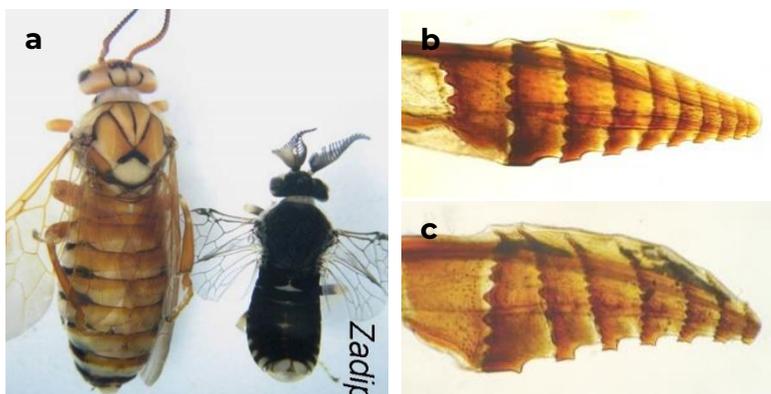


Figura 2.18. Aspecto de adultos a) de moscas sierra *Zadiprion ojedae* y del ovipositor de *Z. falsus* (b) y *Z. ojedae* (c) mostrando las diferencias en el número y forma de las “serrulas”. Fotos: Ing. Amelia Ojeda (a) y Dr. Ernesto González Gaona (b y c).

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 (sterno). El notum está dividido en pronotum, mesonotum 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 parecidos a escamas que están involucrados en el pliegue de las alas (Figura 2.19). En forma lateral el pleuron se divide en Mesopleuron y Metapleuron. El primero ubicado 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 noto en el meso y metatórax.

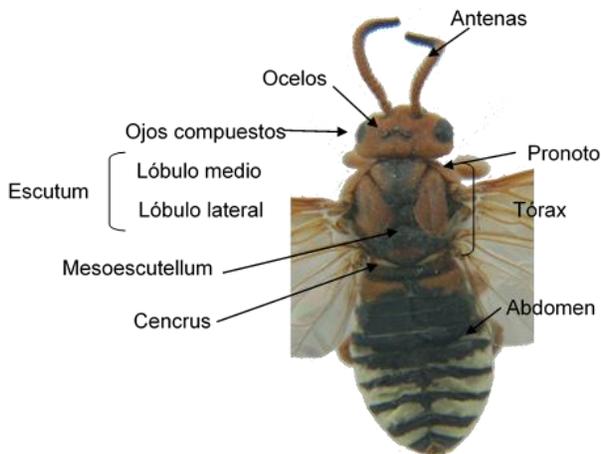


Figura 2.19. Aspecto dorsal de una hembra de *Zadiprion falsus*. Foto: Dr. Ernesto González Gaona.

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 2.20). En cada segmento torácico se ubican 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 en forma apical se encuentra una especie de estructura acolchonada llamada “pulvillia” en los tarsómeros 1-4 (Goulet, 1992).

El abdomen consiste de 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 esta 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).

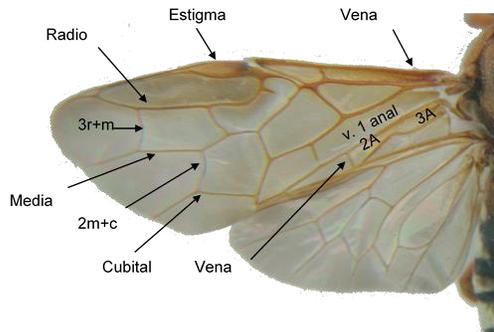


Figura 2.20. Alas de *Zadiprion falsus*, mostrando la nomenclatura de las venas principales longitudinales y algunos nombres de las venas transversas que las unen. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona.

Los Monocteninae se distinguen de los Diprioninae en que la celda anal tiene una constricción en la parte media, mientras que en los últimos existe una vena transversa (Figura 2.21).



Figura 2.21. Diferencia entre las subfamilias de Diprionidae, en la parte superior *Monoctenus sanchezi* proveniente de Armadillo de los Infante San Luis Potosí atacando *Juniperus fláccida* y en la parte inferior *Neodiprion omosus* de la Sierra Fría, Aguascalientes atacando *Pinus halepense*. 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. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona.

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). Aunque su distribución se reporta desde el oeste de las montañas Rocallosas, México y en Centroamérica, raramente son observados.

En México, se describió una especie como *M. sadadus* de especímenes recolectados de Durango y Veracruz 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 *J. flaccida* en un área de 20 ha, la especie causante del daño se determinó como *M. sanchezi* (Smith *et al.*, 2010).

En 2017, en Ixcateopan de Cuauhtémoc, Guerrero se detectó a *Monoctenus* n. sp., afectando 460 ha de cedro blanco *J. flaccida*. Sin embargo, al comparar los adultos obtenidos en esta localidad con los de San Luis Potosí, se observaron diferencias morfológicas externas, al igual que con *M. sadadus*. Además de que *M. sanchezi* y la especie en estudio, difieren también en la fenología.

Durante 2012, en La Sierra Fría, Aguascalientes se determinó la presencia de *Monoctenus* n. sp., atacando táscate (*J. deppeana*). Para determinar la magnitud de la afectación se muestrearon alrededor de 200 plantas y solo se encontraron cinco larvas, por lo cual se considera que está en forma endémica. En julio del 2020 se detectó nuevamente a *Monoctenus* sp., en el predio "Peña del Gato". Esta especie difiere a las anteriores por el color completamente negro del rostro, así como de la longitud de los rami.

Las hembras del género *Monoctenus* (Figura 2.21, 2.22, 2.23 y 2.24. a y b) 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 2.22. Hembra de *Monoctenus sanchezi*. Foto: Dr. Ernesto González Gaona.



Figura 2.23. Hembra de *Monoctenus* morfoespecie de Guerrero. Foto: M.C. Brenda Torres Huerta.



Figura 2.24. Hembra de *Monoctenus* morfoespecie de Aguascalientes. a) vista frontal y b) vista dorsal. Foto: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos.

Zadiprion

Para separar a los adultos de moscas sierra del género *Zadiprion* y *Neodiprion*, la primera característica es la apariencia general del cuerpo en la que *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 2.25. a y b).

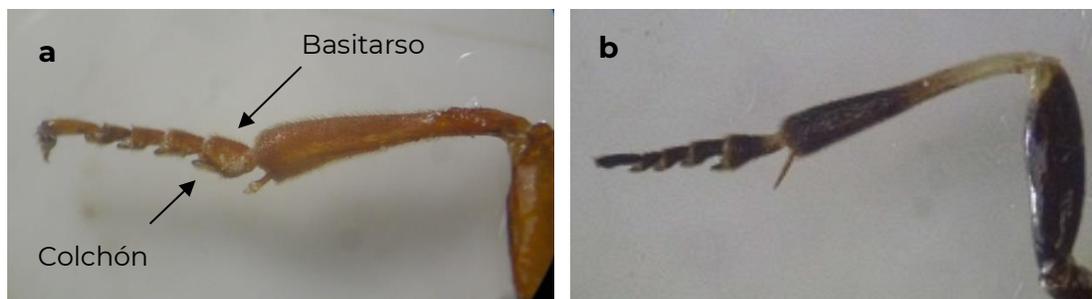


Figura 2.25. Aspecto del basitarso de la pata posterior de hembras; a) *Zadiprion* y b) *Neodiprion*. Fotos: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos.

Zadiprion Rohwer es un género de moscas sierra que se alimentan de *Pinus* spp., estos insectos 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. En las hembras se presenta en el basitarsomero posterior el colchón pulvillar casi tan grande como el basitarsomero. Los adultos de este género son más fuertes y robustos que los de *Neodiprion*, el otro género que se presenta en el rango de *Zadiprion*. Las hembras presentan la cabeza y tórax completamente café rojizo a amarillento con el abdomen blanco con marcas rojizas (Figura 2.26. a), mientras que los machos son negros con manchas blancas-amarillas en la cabeza y abdomen (Figura 2.26. b) (Smith *et al.*, 2012).

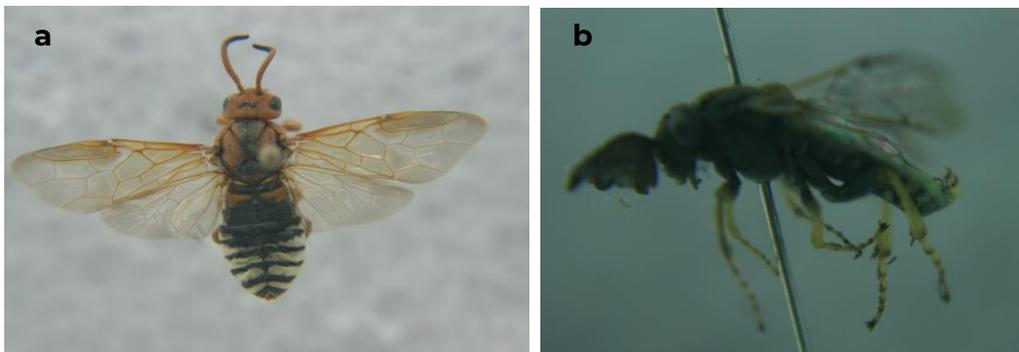


Figura 2.26. Apariencia de los adultos de *Zadiprion falsus*, a) hembra y b) macho. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona.

Neodiprion

El género *Neodiprion* Rohwer está integrado por 32 especies que se encuentran principalmente en Norte y Centroamérica extendiéndose hasta El Salvador; sin embargo, se han detectado algunas especies en Eurasia; ataca principalmente *Pinus*, aunque se 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. Espinas de la tibia posterior agudas en el ápice con la espina interior más larga que la mitad del ancho de la tibia posterior. Antenas usualmente de 15 a 20 segmentos, en los machos son bipectinadas excepto el segmento apical, el tórax especialmente en los machos es liso brillante y sin punciones o con algunas grandes en el mesoescutellum (Figura 2.27. a y b) (Smith, 1993).

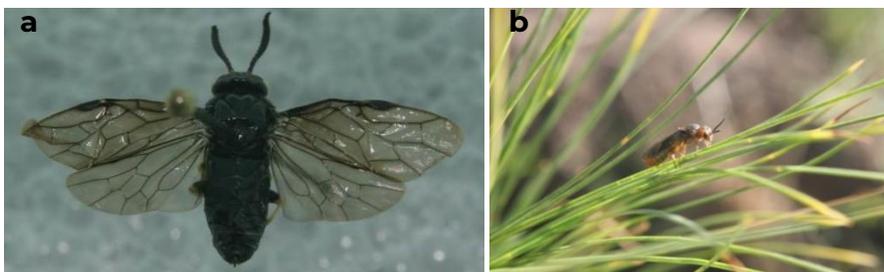


Figura 2.27. Apariencia de hembra: a) *Neodiprion omosus* y b) *N. autumnalis*. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona.

Para diferenciar las especies de mosca sierra en estado adulto se consideran principalmente las hembras y la lanceta de su ovipositor. A continuación, se muestra una clave adaptada de Smith, 1988, Smith *et al.*, 2010, Smith *et al.*, 2012 y González y Sánchez, 2018.

Clave para identificación de adultos de Moscas Sierra de la familia Diprionidae.

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 (Monocteninae) (Figura 2.21)2

-Adultos colectados sobre o provenientes de pupas de larvas que afectan *Pinus* spp. Adultos claros u oscuros, la celda anal presenta una vena transversa (Dirpioninae) (Figura 2.21)3

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 2.28)*Monoctenus sanchezi*

-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, abdomen enteramente oscuro (consultar Smith *et al.*, 2010 para mayor detalle)*Monoctenus sadadus*

-Adultos de 8 mm (Figura 2.29) antenas negras de 15 antenómeros, 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 orbitas 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, clípeo y labrum*Monoctenus* n. sp. de Guerrero

-Adultos de 7-8 mm (Figura 2.30) de apariencia oscura con la porción delantera del torax y cabeza café claro antenas serradas oscuras con 17 antenómeros, los ramis de la porción media son más grandes, pero no más grandes que la base. Presenta una mancha oscura desde los ocelos llegando a la orbita interna de los ojos compuestos cubriendo también al clípeo y labrum*Monoctenus* n. sp. Aguascalientes

3. 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*)4

-Hembras de apariencia oscura a negra con el colchón pulviliar en el tarso basal de la pata posterior menos de la mitad de la longitud del tarso basal (*Neodiprion*)9

4. La lanceta del ovipositor presenta el primer “anulus” (Figura 2.18. b)5

La lanceta del ovipositor no presenta el primer “anulus” (Figura 2.18. c)7

5. 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 posterocentral en el mesepisternum amarilla. Primer anillo de lanceta recto, con unos 11 dientes pequeños *Zadiprion townsendi*

-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 2.31)*Zadiprion falsus*

- anulus en forma de “U” invertida cerca del dorso de la lanceta. Mesepisternum amarillo unicolor (Figura 2.32) o marrón rojizo con raya negra central6

6. Las hembras con la cabeza y el cuerpo claramente brillantes con pocas punciones y sin microescultura que opaque la superficie (Figura 2.32)*Zadiprion rohweri*

- 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 2.33)*Zadiprion jeffreyi*

- Hembra (Figura 2.34), 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* n. sp. Tamaulipas

7. 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 2.35); primera serrula 2X o más ancha que la segunda serrula*Zadiprion ojedae*

- 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 serrula8

8. 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 2.36)*Zadiprion howdeni*

- En las hembras, las órbitas internas, las genas, la mancha en el mesoprescutum y la mancha postero-central en el mesepisternum son amarillas. La lanceta (Figura 2.37) es similar a la de *Z. howdeni* excepto por ligeras diferencias en el segundo y tercer anillo, que están más juntos*Zadiprion roteus*

9. Hembras con el cuerpo negro brillante con las patas negras a excepción de las tibias que presentan el cuarto basal al tercio apical blanco10

- 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 2.38). 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*

10. 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^o serrula recto (Figura 2.39. a y b)*Neodiprion omosus*

-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^o “anulus” con 13 - 14 denticillos y el 2^o con 16-18 mientras que en los 3^o y 4^o “anulus” con 12-14. La 2da serrula es pequeña y truncada en el ápice (Figura 2.39. c y d)*Neodiprion bicolor*

-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 obscuro -verdoso y patas café rojizas. El ovipositor presenta la segunda serrula mucho más grande y curvada que la tercera (Figura 2.39. e y f)*Neodiprion autumnalis*



Figura 2.28. *Monoctenus sanchezi* en a) vista lateral, b) frontal y c) lanceta del ovipositor. Foto: Dr. Ernesto González Gaona.

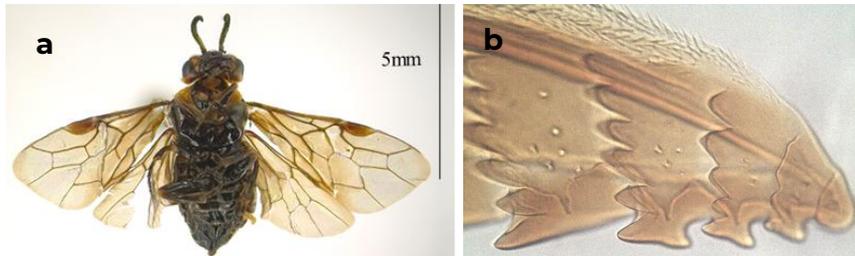


Figura 2.29. *Monoctenus* n. sp., de Ixcateopan de Cuauhtémoc, Guerrero. a) vista ventral y b) apariencia de la punta de la lanceta. Fotos: M.C. Brenda Torres Huerta.



Figura 2.30. *Monoctenus* n. sp., de Aguascalientes. a) vista dorsal, b) frontal y c) apariencia de la punta de la lanceta. Fotos: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos.

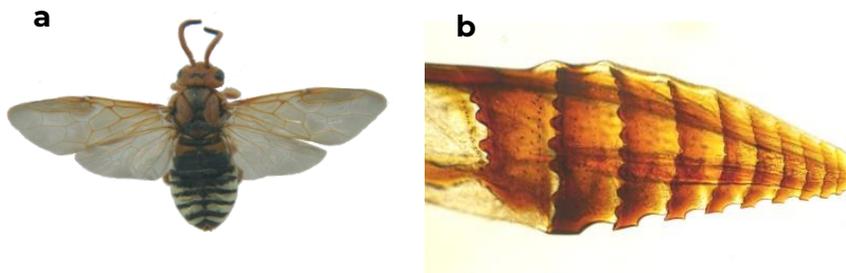


Figura 2.31. Hembra de *Zadipton falsus*. a) vista dorsal y b) lanceta del ovipositor. Tomado de González et al. (2014).

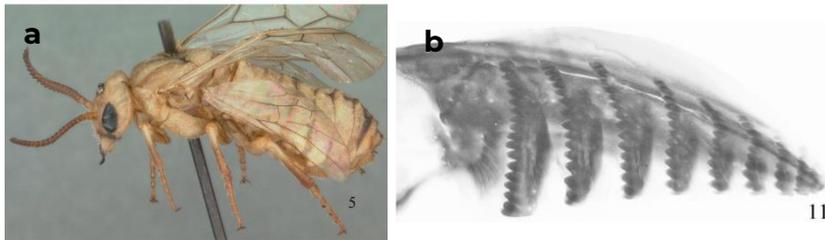


Figura 2.32. Hembra de *Zadiprion rohweri*. a) vista dorsolateral y b) lanceta mostrando "U" invertida. Tomado de Smith et al. (2012).

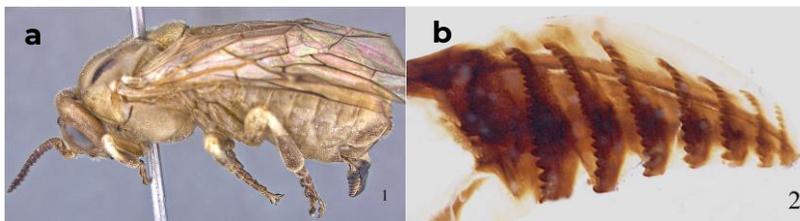


Figura 2.33. Hembra de *Zadiprion jeffreyi*. a) vista dorsolateral y b) lanceta mostrando "U" invertida. Tomado de Smith (2019).

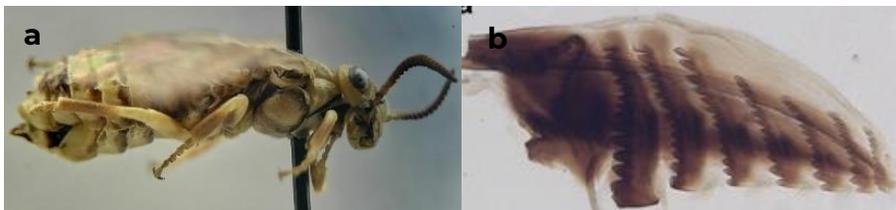


Figura 2.34. Hembra de *Zadiprion* sp. n encontrada en Tamaulipas. a) vista lateral y b) lanceta mostrando "U" invertida. Foto: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos.

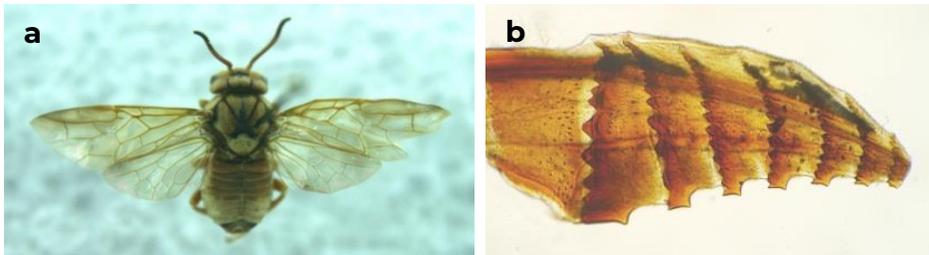


Figura 2.35. Hembra de *Zadiprion ojedae*. a) vista dorsal y b) lanceta. Tomado de González *et al.* (2014).

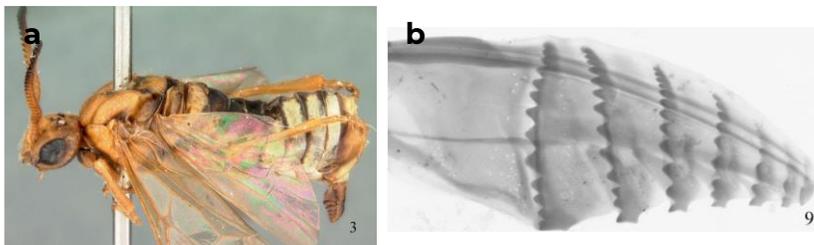


Figura 2.36. Hembra de *Zadiprion howdeni*. a) vista dorsolateral y b) lanceta del ovipositor. Tomado de Smith *et al.* (2012).

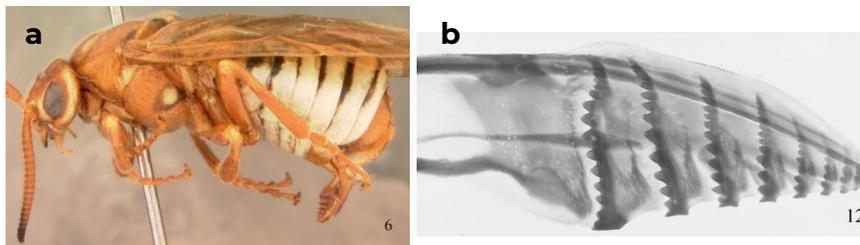


Figura 2.37. Hembra de *Zadiprion roteus*. a) vista lateral y b) lanceta del ovipositor. Tomado de Smith *et al.* (2012).

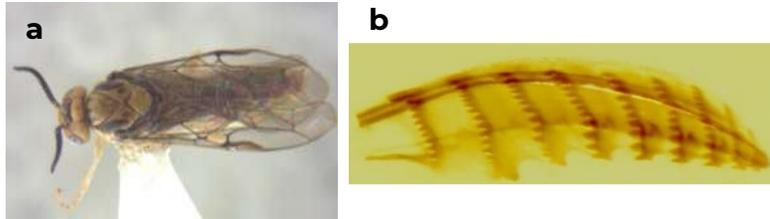


Figura 2.38. Hembra de *Neodiprion abietis* a) vista dorsal y b) lanceta del ovipositor. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona.

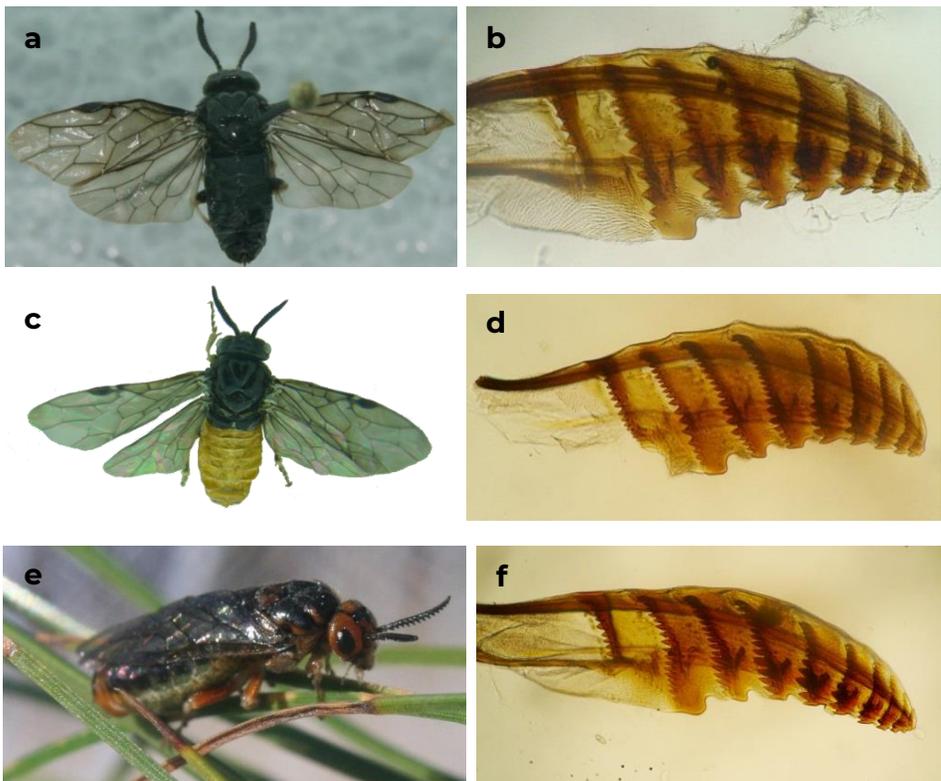


Figura 2.39. Especies de *Neodiprion* detectadas en México. a) *N. omosus*, c) *N. bicolor*, e) *N. autumnalis* y b, d y f) lanceta del ovipositor. Tomado de González et al. (2014).

Literatura citada

- Daly, H. V., J. T. Doyen., 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.
- 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 Sánchez, M. G. 2018. Identificación y manejo de moscas sierra de la familia Diprionidae presentes en el centro norte de México. Folleto Técnico s/n. Producido con el apoyo del Fondo Sectorial para la Investigación, el Desarrollo y la Innovación Tecnológica Forestal (CONACYT-CONAFOR). 122 p.
- González-Gaona, E., Gómez-Nísino, A., De Lira-Ramos, K. V., Rodríguez-Cruz, Y. E., Olivo-Martínez, J. A., Rascón-Mendoza, A. A., y Martínez, G. S. 2021. Primer registro documentado de *Neodiprion abietis* (Harris, 1841) (Hymenoptera: Diprionidae) para México. Revista Mexicana de Ciencias Forestales, Vol 12 (64):115-126.
- 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.
- Smith, D. R. 1971. The genus *Zadiprion* Rohwer (Hymenoptera: Diprionidae). Proceedings of the Entomological Society of Washington, 73(2): 187-197.

- 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, Xyphydriidae, Siricidae, Orussidae, Cephidae. Systematic Entomology 13: 205-261.
- Smith, D. R. 1993. Systematics, life history and distribution of sawflies. *In*: M. R. Wagner and K. F. Raffa (eds.) Sawfly life history adaptations to wood plants. Academic Press. California EUA. pp. 3-32.
- Smith, R. D., G. Sánchez-Martínez., and 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: 444-450.
- 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., Monjarás-Barrera J. I., Aguilar-Hernández J. C. & H. Quiñones-Dena. 2016. New Host and Distribution records for *Zadiprion rohweri* (Middleton) (Hymenoptera: Diprionidae) a Pinyon Pine Sawfly. Proceedings of the Entomological Society of Washington, 118(2): 300-301.
- Smith, R. D. 2019. A new *Zadiprion* (Hymenoptera: Diprionidae) de Baja California, México on *Pinus jeffreyi*. Proceedings of the Entomological Society of Washington. 121(4): 700-703.

Taeger, A and 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. Vol. VII (4) 208 p.

Recolecta y Procesado de Muestras



Recolecta de pupas de moscas sierra en el municipio de La Unión de Isidoro Montes de Oca,
Guerrero

(Foto: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos)

CAPITULO III

Recolecta y Procesado de Muestras

*Ernesto González Gaona, Karla Vanessa De Lira Ramos,
José Guadalupe Ontiveros Guerra*

La identificación de las especies se basa preponderantemente en las características de las estructuras reproductivas de los adultos; sin embargo, estos solo se ven cuando el daño se está iniciando y se detecten a los adultos ovipositando. En el campo lo que se observa comúnmente es el estado larvario y si se tiene experiencia se puede discernir por hábitos y coloración del cuerpo si se trata de *Zadiprion*, *Neodiprion* o *Monoctenus*, pero no si se trata de una especie u otra.

El primer paso para procesar una muestra es recopilar la información general del sitio de colecta, lo cual implica involucrar al dueño del predio para solicitarle, el nombre del predio, ruta para llegar a él, así como la fecha en que se percató del ataque de la plaga. Posteriormente se deben registrar las coordenadas geográficas del sitio (mediante un GPS o con una aplicación de un teléfono celular), las preferencias de hospederos, número de árboles afectados, tamaño de los árboles, la dimensión de los daños y hacer un registro fotográfico de los daños.

Larvas

Para obtener las muestras biológicas se cortan las ramas con larvas de los últimos estadios que se ponen en hieleras para su transporte (Figura 3.1. a y b). Si las larvas son pequeñas entonces es necesario cortar ramas extras que sirvan de alimento. 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 o poner bolsas con hielo en el interior de la hielera para mitigar el efecto de la temperatura durante el traslado.

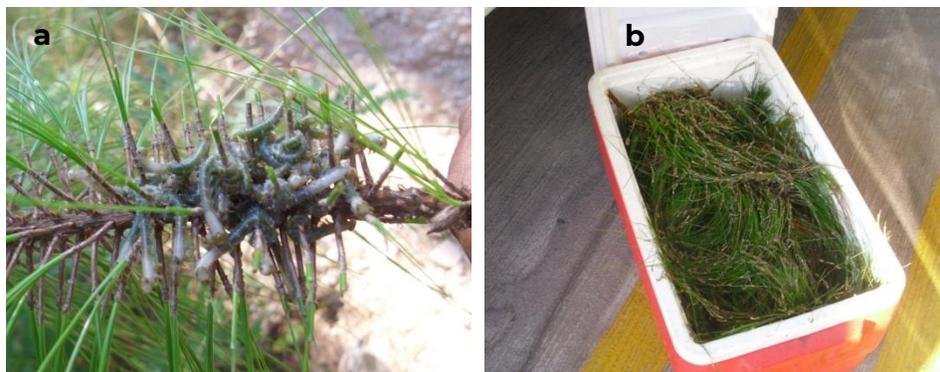


Figura 3.1. Recolecta y transporte de larvas de moscas sierra, a) rama conteniendo larvas y b) aspecto de hielera con follaje y larvas de *Zadiprion falsus* de “El Rodeo”, Gómez Farías, Jalisco. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona.

Es importante tomar una muestra de 10 a 20 ejemplares de los últimos estadios y matarlos en agua caliente, posteriormente se depositan en una solución de alcohol al 70% (Figura 3.2. a) con la finalidad de preservarlos con la coloración lo más natural posible ya que si se depositan directamente al alcohol, las larvas se tornan oscuras. Las etiquetas se ubican adentro y fuera del frasco que contiene las larvas, los datos se escriben con lápiz de grafito para que no se borren. Es conveniente asignar un código consecutivo a cada frasco que nos indique el lugar de recolecta, el género, así como un número consecutivo (pe. AGSZT01=Aguascalientes, *Zadiprion* sp. recolecta 01).

Posteriormente se hace un registro fotográfico de las larvas observadas con un microscopio de disección, se toman a través del ocular con una cámara digital y se corrige 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, 4) aspecto dorsal y lateral del 3er segmento abdominal.

En caso de que se requiera la identificación molecular de la especie, entonces es conveniente matar las larvas directamente con etanol anhidro al 98% o quitar la humedad del cuerpo mediante un desecante (silica gel dentro de un pequeño frasco con algodón para evitar el contacto con la larva) y prevenir que otros microorganismos afecten el cuerpo del gusano.

Otra forma de conservarlas es diseccionando las larvas, para lo cual se realiza un corte longitudinal en el vientre y se corta la cabeza. Después se quitan las vísceras con unas pinzas de disección de punta fina y se colocan las larvas en hidróxido de potasio (KOH) al 10% por cinco minutos, después la piel de la larva se extiende sobre un portaobjeto en el cual se ha colocado una gota de glicerina, con un papel absorbente se quita el exceso y se pega la piel con esmalte de uñas transparente y se etiqueta debidamente el portaobjetos (Figura 3.2. b).

De la cabeza se remueven las antenas, mandíbulas, palpos maxilares y epifaringe que son elementos de identificación taxonómica. A excepción de la mandíbula, las demás partes se colocan en un portaobjeto con una gota de glicerina, se pone un cubreobjetos y se sella con esmalte de uñas; en el mismo portaobjetos se ponen la cabeza en forma dorsal y las mandíbulas. Para la nomenclatura de las diferentes partes se emplea la terminología señalada por (Wong y Szlabey, 1986).

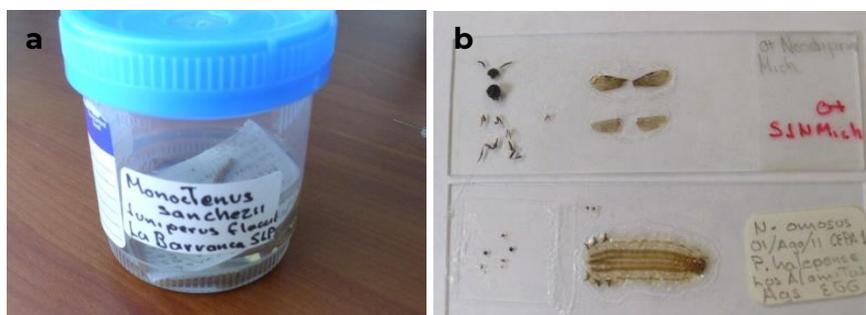


Figura 3.2. Ejemplo de conservación de larvas en a) alcohol y b) en portaobjetos. Tomado de González *et al.* (2018)

Pupas

Del material biológico recolectado en estado larvario una proporción se alimenta con follaje cortado de la misma planta donde se encontró la infestación, si las larvas son grandes se ponen en una jaula de tela de organza para que pupe entre el follaje y se revisa dos veces por semana para coleccionar 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, en caso de no contar 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 provoca la muerte de 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 revisan dos veces por semana se agrega agua con un atomizador, para

mantenerlo húmedo y posteriormente comprobar la presencia de adultos de mosca sierra o parasitoides.

Otra forma es colocar las pupas en forma individual en cápsulas de gelatina tamaño “00” que 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).

En caso de que durante la visita al predio dañado ya no se encuentren larvas alimentándose del follaje es necesario escarbar con un azadón alrededor de los árboles más afectados en busca de las pupas que no tengan señales de emergencia. En el piso de esos árboles se pueden encontrar las pupas de las larvas que ocasionaron el ataque (Figura 3.3. a y b). Las pupas obtenidas se colocan en bolsas o frascos y se trasladan a un laboratorio donde se revisan bajo un microscopio o lupa para separar las pupas no emergidas de las emergidas que no se hayan podido identificar durante la revisión de campo, así como las viables y las no viables detectadas estas últimas al sacudirlas cerca del oído, si suenan significa que no son viables y la larva está muerta. Después se sigue el mismo procedimiento para obtener los adultos.



Figura 3.3. Recolecta de pupas de *Zadiprion* sp., a) en General Baltazar R. Mancillas, Unión de Isidoro Montes de Oca, Guerrero, b) Recolecta de larvas de *Monoctenus sanchezi*, Xichú, Guanajuato y c) recolecta de pupas en El Pachon, Durango. Fotos: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos (a), Dr. Ernesto González Gaona (b) y M.C. Sergio Quiñonez Barraza (c).

Adultos

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 3.4. a). 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.

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. El abdomen se separa del cuerpo, 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 3.4. b, c, d y e).

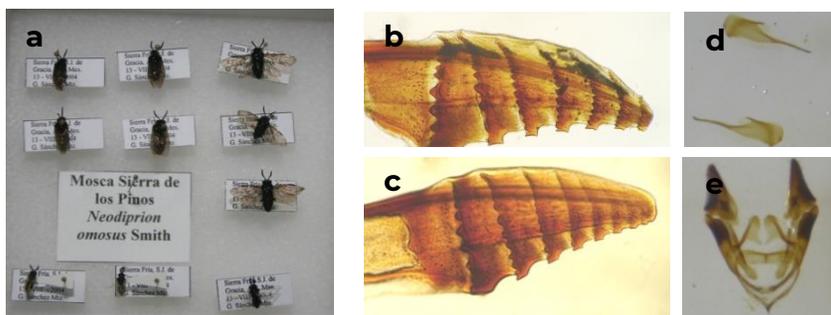


Figura 3.4. Conservación en seco de adultos a) *Neodiprion omosus*, b) lanceta de *Zadiprion ojedae*, c) *Z. falsus* y d y e) genitalia del macho de *N. autumnalis*. Fotos: Dr. Ernesto González.

Procesado de muestras para la identificación a nivel molecular

Los ejemplares se colocan en alcohol al 70% y se lavan tres veces con agua destilada estéril. Se agrega nitrógeno líquido para su maceración y se adicionan 500 µL de buffer de lisis. El tubo se tiene que dejar en reposo a temperatura ambiente durante 30 minutos. La muestra se centrifuga por un minuto a 12,000 rpm, se recupera el sobrenadante en un nuevo tubo. Se adicionan 300 µL de fenol: cloroformo 1:1, se coloca en el vórtex durante un minuto y se centrifuga una vez más a 12,000 rpm durante tres minutos. Lo no sedimentado se transfiere a otro tubo y se agregan 200 µL de fenol: cloroformo 1:1. El sobrenadante se pasa a un tubo nuevo y se adicionan 300 µL isopropanol y 30 µL de acetato de amonio, se mezclan ligeramente y se centrifuga durante cinco minutos a 12,000 rpm. Se decanta lo no sedimentado y la pastilla se lava con 50 µL de etanol al 70%. El precipitado se deja a temperatura ambiente y la pastilla se resuspende en 50 µL de agua libre de nucleasas.

Se utilizan los iniciadores universales LCO1490 (5'-GGTCAACAAATCATAAAGATATTGG-3') y HCO2198 (5'-TAAACTTCAGGGTGACCAAAAAATCA-3') (Folmer *et al.*, 1994) para la amplificación de regiones del ADN ribosomal, los cuales reconocen al gen Citocromo Oxidasa, Subunidad I (COI).

Literatura citada

- Folmer, R. H. A., Nilges, M., Folkers, P. J. M., Konings, R. N. H., and Hilbers, C. W. 1994. A model of the complex between single-stranded DNA and the single-stranded DNA binding protein encoded by gene V of filamentous bacteriophage M13. *Journal of molecular biology*, 240(4), 341-357. <https://doi.org/10.1006/jmbi.1994.1449>.
- González, G. E., Bonilla, T. F., Quiñonez, B. S., Sánchez, M. G., Tafuya, R. F., España, L. M. P., y Robles, U. S. 2014. Guía Para la identificación de moscas sierra de la familia Diprionidae presentes en el Centro Norte de México. *Publicación Especial Núm. 41*. ISBN: 978-607-37-0290-4. 36 p. <https://docplayer.es/46918897-Guia-guia-para-la-identificacion-la-identificacion-moscas-sierra-la-familia-diprionidae-de-presentes-moscas-en-el-centro-norte-sierra.html>
- Wong, H. R. and Szlabey D. L. 1986. Larvae of the North American Genera of Diprionidae (Hymenoptera: Symphyta). *Can Ent* 118: 577- 587.

Ciclos de Vida de Moscas Sierra



Hembra (izquierda), larva y huevecillo (derecha), en la larva se observa la mancha longitudinal en el vertex de *Monoctenus* n. sp. afectando *Juniperus flaccida* en Ixcateopan de Cuauhtémoc, Gro.

(Foto: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos, CEPAB)

CAPITULO IV

Ciclos de Vida de Moscas Sierra

*Karla Vanessa De Lira Ramos, Ernesto González Gaona,
Guillermo Sánchez Martínez.*

Las moscas sierra de la familia Diprionidae son insectos holometábolos; es decir, presentan una metamorfosis completa durante su desarrollo, pasando por los estados de huevo, larva, pupa y adulto (Figura 4.1). Por lo general presentan una generación anual, aunque en función de la latitud y clima pueden tener varias generaciones por año. Ejemplo de ello es *Neodiprion lecontei* (Fitch) que tiene una o dos generaciones en la parte norte del rango de distribución, mientras que en la porción sur llega a presentar hasta tres generaciones (Wagner y Raffa, 1993). En la parte norte de México (clima templado) *N. omosus* muestra una generación por año mientras que, en el Pacífico centro y Golfo de México (clima tropical), e.g. Guerrero y Veracruz, ocurren dos o más generaciones por año de acuerdo con observaciones propias de los autores.

El ciclo vital inicia con la emergencia de adultos que proceden de las pupas del suelo, de larvas que atacaron el pino la temporada anterior. La época de aparición de los adultos es específica para cada especie. La cópula se realiza el mismo día de la emergencia y al otro día se inicia la oviposición, prefiriendo ovipositar en árboles ubicados en lugares soleados a orillas del rodal, o en la orilla de un claro o camino y raras veces en lugares muy sombreados (González y Sánchez, 2018). La hembra selecciona una acícula y en ella pone sus huevecillos, los cuáles se ubican en el tercio medio de la hoja. Los huevos son embebidos total o parcialmente en la aguja mediante la realización de una abertura que la hembra hace con su ovipositor en un borde externo de la hoja triangular. En *Zadiprion* spp., es común

observar a la hembra permanecer en la acícula que ovipositó protegiendo a los huevecillos (Figura 4.1. b).

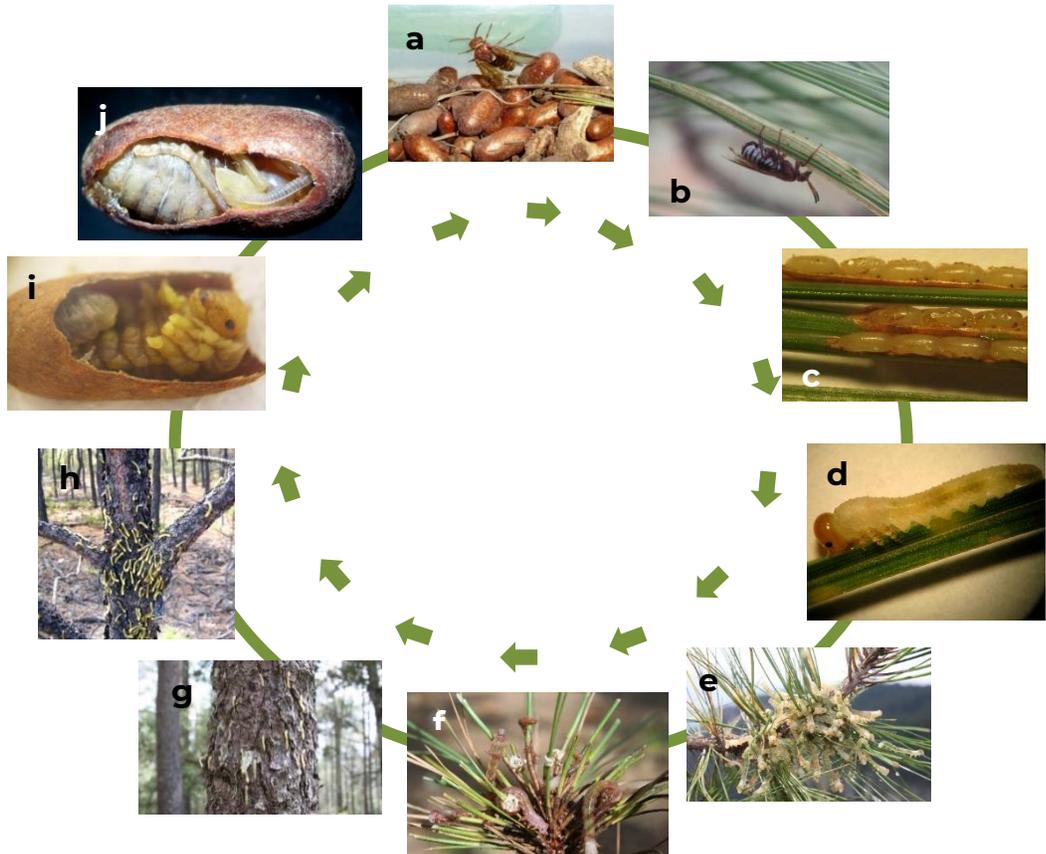


Figura 4.1. Esquematzación del ciclo de vida de *Zadiprion* sp. a) emergencia de adultos, b) hembra cuidando ovipostura, c) acercamiento de acículas con huevecillos, d) larvita de primer estadio, e) larvas de tercer estadio defendiéndose, f) larvas que recién han mudado, g) larvas cambiando de hospedero, h) larvas dejando el hospedero para formar el cocón en el suelo, i) prepupa dentro de cocón j) pupa dentro del cocón. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona (a, b, f, e i), M.C. Sergio Quiñones Barraza (c, d, g y h) e Ing. Francisco Bonilla Torres (e y j).

Después de la eclosión las larvas pequeñas empiezan a comer la acícula de la parte distal o apical a la basal en grupos de dos a cinco, siempre con la cabeza dirigida hacia la punta. Las de los géneros *Neodiprion* y *Zadiprion* son de hábitos gregarios, mientras que las del género *Monoctenus* son solitarias. Los machos presentan cinco estadios larvarios, mientras que en las hembras son seis (Wagner and Raffa, 1993).

La duración del estado larvario es específica para cada especie y puede variar acorde a las condiciones climáticas. Al desarrollarse las larvas crecen en tamaño y debido a que tiene su estructura endurecida en forma externa “exoesqueleto” principalmente en la cabeza, tienen que mudar de piel como si fueran una víbora, rompiéndola por la parte anterior de la cabeza, por lo que es común encontrar este tipo de “exuvias” en las agujas, indicativo de que existió un cambio de estadio (Figura 4.2.). Los diferentes estadios se pueden distinguir con precisión con base en el tamaño de la cápsula cefálica.



Figura 4.2. Mudas de larvas de *Zadiprion* sp., Sierra Fría, Aguascalientes. Foto: Dr. Guillermo Sánchez Martínez.

En ocasiones es común observar que las larvas abandonan al árbol donde nacieron debido a que este ya no tiene follaje del cual alimentarse, por lo que, las larvas migran en búsqueda de otro árbol para completar su desarrollo. Al completarlo las larvas se entierran en la base del árbol y forman un cocón donde puede pasar el invierno o las épocas críticas de estrés de humedad (Figura 4.3.), en el interior se observa la larva de último estadio denominada como prepupa. Este periodo puede ser de cinco a seis meses, dependiendo de la especie y de las condiciones climáticas, después de lo cual ocurre la transformación al estado de pupa, que dura un mes. Por lo general la humedad o lluvia es la detonante para que ocurra la emergencia de los adultos (Cibrián *et al.*, 1995).



Figura 4.3. Capullos de *Neodiprion omosus* enterrados en el suelo, donde el insecto pasa el periodo de otoño e invierno. Foto: Dr. Guillermo Sánchez Martínez.

Excepcionalmente, algunas especies pueden tejer sus capullos sobre la corteza del hospedero (Figura 4.4.) (e.g. *Neodiprion excitans*) o sobre el follaje (e.g. raza de *Neodiprion abietis* de California y *Neodiprion lecontei* (Knerer y Atwood, 1972; Dixon 2004; observaciones de los autores en una población de *Neodiprion omosus* en Veracruz).



Figura 4.4. Capullos de *Neodiprion omosus* entre la corteza del árbol hospedero, donde el insecto pasa el periodo de otoño e invierno. Foto: Dr. Guillermo Sánchez Martínez.

Por lo general la humedad o lluvia es la detonante para que ocurra la emergencia de los adultos (Cibrián *et al.*, 1995), pero sobre todo emergen una vez que haya presencia de las hojas donde realizan la oviposición; por ejemplo, *Neodiprion omosus* emerge cuando los brotes terminales del hospedero completan su crecimiento y existen acículas nuevas para ovipositar.

Fenología de las especies

Zadiprion falsus

En el caso de *Zadiprion falsus*, los adultos se pueden encontrar desde la segunda semana de julio hasta la última semana de septiembre, mientras que los huevos, se ubican desde julio a septiembre, incubándose en aproximadamente 45 días. Las larvas ocasionan los mayores daños en noviembre y para finales de diciembre migran al suelo para formar su capullo prolongándose este periodo hasta marzo, dentro de la pupa permanece la prepupa por un espacio de cinco a seis meses para transformarse en pupa en mayo-

junio (Cibrián *et al.*, 1995). Estos datos fenológicos pueden sufrir pequeñas variaciones debido a que son organismos poiquilotérmicos que no pueden regular su temperatura interna y son afectados por las temperaturas de cada región. En la figura 4.5 se muestra la emergencia de esta especie en Pueblo Nuevo, Durango, donde se observa que la emergencia se adelanta un poco a lo señalado.

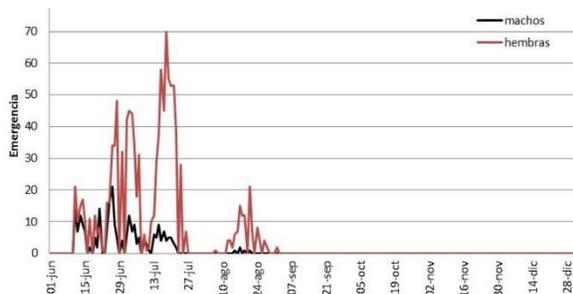


Figura 4.5. Patrón de emergencia de moscas sierra *Zadiprion falsus* de El Pachón, Pueblo Nuevo, Durango.

Zadiprion ojeda

Zadiprion ojeda presenta los adultos de la última semana de agosto hasta mediados de octubre, con la presencia de las larvas desde finales de septiembre hasta mayo. El periodo larval es muy largo debido a que esta especie pasa el invierno en estado de larva durante los primeros dos estadios, en los cuales disminuye su metabolismo, al alimentarse en las horas más calientes del día, y agrupándose entre la base de las acículas para soportar temperaturas inferiores a 0 °C de la zona. En la medida que la temperatura se incrementa, las larvas se reactivan y consumen mayor cantidad de follaje, llegando a ocasionar los mayores daños en mayo. La presencia de capullos se observa desde mediados de junio hasta octubre del mismo año (Sánchez *et al.*, 2012).

***Zadiprion n. sp.* Tamaulipas**

Con los registros de Saneamiento de la CONAFOR y con los datos de fenología obtenidos en 2018 y 2019, se observó que esta plaga presenta varias generaciones por año (Figura 4.6.). La presencia de los adultos se ha detectado en tres épocas enero-marzo, mayo-junio y agosto-noviembre que dan origen a generaciones en esas épocas, no observándose una diapausa reproductiva, con la menor presencia de adultos en abril y julio. En esta zona el clima afecta considerablemente a la población de la plaga, ya que se observó que la presencia de temperaturas frías, matan a la población de larvas (14 de diciembre de 2017) y el retraso del temporal de lluvias ocasiona que la población de mayo-junio no se presente y la conjunción de ambas condiciones ocasionaron que la población fuera muy baja y no se detectó en el ciclo 2017. Aunque no eliminan a la plaga ya que en 2018 volvió a presentarse en las épocas señaladas.

De las larvas recolectadas en noviembre de 2017 y mantenidas en una cámara con temperatura controlada de 24 °C, los adultos emergieron del 13 de enero al 30 de mayo de 2017, suspendiéndose hasta octubre, cuando se observaron un macho y una hembra el 08 y 14 de octubre, esto representa una generación con emergencia bimodal, aunque con la mayoría de la población se presentó tres meses después de la formación de capullos. En total, se obtuvieron 78 hembras y 60 machos. Bajo estas condiciones, solo se presentaron parasitoides de la familia Tachinidae (27 especímenes), quienes son los primeros en emerger de los cocones y se mantienen aún durante la época de emergencia de los adultos, aunque en campo se ha observado a Ichneumonidos parasitando a larvas (De Lira *et al.*, 2019a).

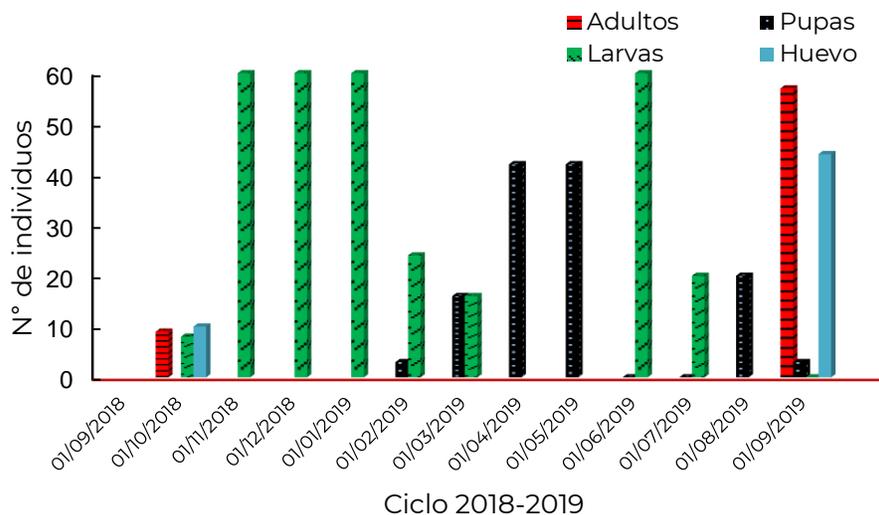


Figura 4.6. Fenología de *Zadiprion* n. sp. que afectan *Pinus cembroides* en Miquihuana, Tamaulipas, ciclo 2018-2019.

Las larvas que dañan al pino piñonero (*P. cembroides*) en Miquihuana, Tamaulipas son diferentes a las que atacan a *P. jeffreyi* en Baja California, México, identificada como *Z. jeffreyi* (Aguilera *et al.*, 2019) a *P. cembroides* en Coahuila, México, determinada como *Z. rohweri* (Smith *et al.*, 2016), aunque los adultos también presentan el ovipositor con el primer anillo en forma de “U” invertida.

Neodiprion autumnalis

Neodiprion autumnalis es una especie univoltina. Inicia el ciclo con la emergencia de los adultos al final del año (octubre a diciembre) (Figura 4.7.). Las hembras ovipositan en el interior de las acículas en esas fechas; sin embargo, debido a que pasa el invierno en este estado, los huevos no eclosionan hasta la tercera semana de abril, una vez que ya pasaron las temperaturas frías. Las larvas se alimentan del follaje del año anterior y en caso de acabarse esta fuente de

alimento, se mudan a otro árbol para completar su desarrollo. Las larvas bajan del pino dañado, se entierran en el suelo y construyen su capullo, donde permanecen en estado de prepupa hasta septiembre cuando se transforma en pupa y después de un mes se observa la emergencia de los adultos (Sánchez *et al.*, 2012).

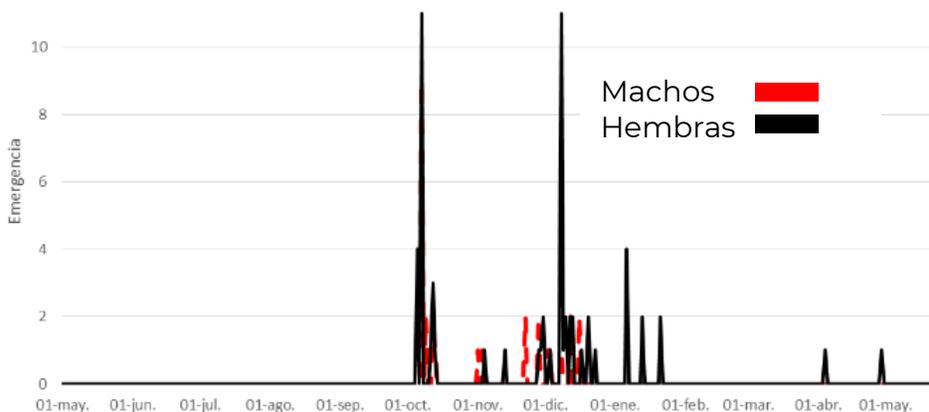


Figura 4.7. Patrón de emergencia de *Neodiprion autumnalis* en Guachochi, Chihuahua. Ciclo 2013.

Neodiprion omosus

Los adultos de *Neodiprion omosus* están presentes desde mediados de agosto a principios de octubre; sin embargo, en altitudes de 2,600 msnm como en el caso de la Sierra Fría, en Aguascalientes se observan desde mediados de junio, con la presencia de larvas de julio a octubre. En zonas altas, las larvas se presentan en forma más tardía desde septiembre a enero del año siguiente de la emergencia de los adultos. Al final de su etapa larval construyen un cocón en el suelo y permanecen como prepupa de enero a agosto con la transformación a pupa de julio a septiembre (Cibrián *et al.*, 1995; Sánchez y González, 2006; De Lira *et al.*, 2019b).

Neodiprion bicolor

Poco se ha estudiado de *N. bicolor*; sin embargo, se conoce que los adultos se presentan en noviembre ovipositando en las acículas, no presenta diapausa ya que las larvas emergen de enero a marzo alimentándose del follaje hasta junio para pupar en el suelo y presentar la emergencia de los nuevos adultos en noviembre (Cibrián *et al.*, 1995). En Sierra de Álvarez San Luis Potosí se recolectaron capullos del suelo y pocas larvas maduras en enero, la emergencia de los adultos se observó del 15 de febrero al 31 de mayo. La discrepancia se observa sobre todo en la época de formación de los cocones. Lo anterior indica que es necesario realizar estudios de biología de esta especie y como cambia su fenología en diferentes regiones.

Neodiprion abietis

Los adultos se observan durante agosto y septiembre, tiempo en el cual ocurre la oviposición en las acículas. Sin embargo, no eclosionan ya que invernan como huevo dentro de las acículas, la presencia de las larvas se observa durante abril, mayo, junio y julio. Las prepupas inician la formación de capullos en el suelo y de pupas en agosto. Solo se presenta una generación por año. La fenología indicada coincide con los reportes de la especie en los EE. UU. y Canadá (González *et al.*, 2021).

Monoctenus sanchezi

La emergencia de los adultos de *Monoctenus sanchezi* se presenta desde finales de mayo hasta finales de julio (Figura 4.8). Las larvas se observan de finales de julio hasta noviembre. Este periodo larval tan prolongado puede deberse a la emergencia en dos épocas. La presencia de los capullos en el suelo se observa de mediados de noviembre a primeros días de diciembre permaneciendo en prepupa dentro del cocón hasta principios de junio cuando la pupación y emergencia de adultos se presentan (Smith *et al.*, 2010).

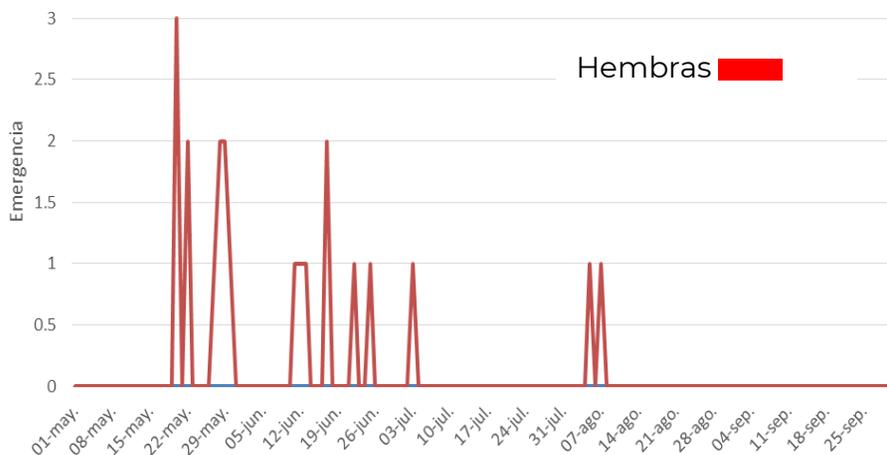


Figura 4.8. Patrón de emergencia de *Monoctenus sanchezi* en “La Barranca”, Armadillo de los Infante, San Luis Potosí. Ciclo 2012.

***Monoctenus* n. sp. de Guerrero**

Los primeros adultos se observaron del 18 de julio al 04 de septiembre. En total se registraron 187 hembras y tan solo dos machos (Figura 4.9.). El periodo de emergencia de adultos es un mes más tarde que lo reportado para *M. sanchezi* en San Luis Potosí. La baja detección de machos también se consignó en las poblaciones de *M. sanchezi*. La presencia de las pupas se ubicó desde el 27 de abril con la mayor presencia del 27 de julio al 10 de agosto, que coincide con la emergencia de los adultos y con la disminución de larvas en los capullos y es dos meses antes que lo reportado para *M. sanchezi* (De Lira *et al.*, 2019c; González *et al.*, 2019).

La presencia de las larvas se observó después del 18 de julio con un pico del 10 de agosto al 29 de septiembre. La mortalidad de larvas por el tratamiento realizado por la CONAFOR se observó 10 días después de la aplicación. Los nuevos cocones se formaron en octubre, y dentro de estos, las larvas permanecieron en diapausa hasta el 09 de

abril de 2019. Las pupas se forman a partir de finales de abril. Solo se presenta una generación por año, al igual que en San Luis Potosí, aunque con diferencias en la época de aparición debido a condiciones de clima (González *et al.*, 2019).

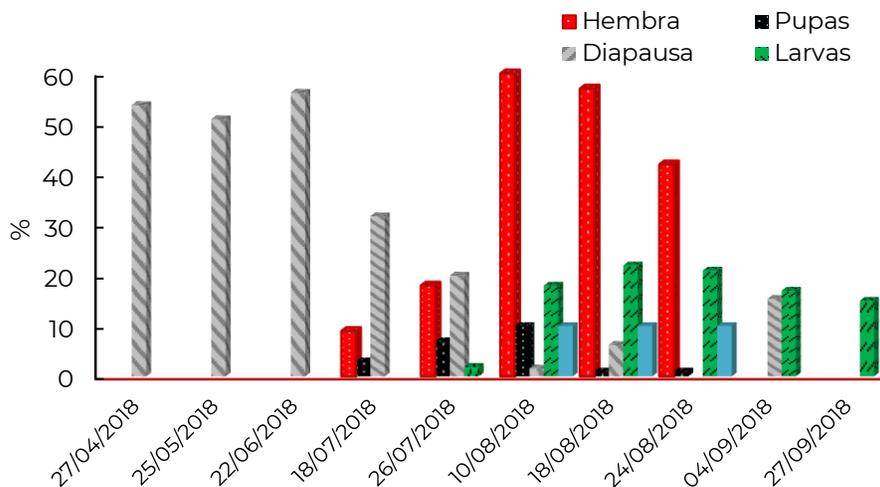


Figura 4.6. Fenología de *Monoctenus n. sp.*, en Ixcateopan de Cuauhtémoc, Guerrero, México. Ciclo 2018.

Literatura citada

- Aguilera, V., Munguía, K., López, E., Martínez, A., and Ceccarelli, S. 2019. Climate change and forest plagues: assessing current and future impacts of diprionid sawflies on the pine forests of north-western Mexico. *Peer J*, 7e7220. <https://doi.org/10.7717/peerj.7220>.
- Cibrián, T. D., J. T. Méndez, M., R. Campos, B., H.O. Yates III, J. Flores, L., 1995. Insectos Forestales de México. Universidad Autónoma de Chapingo. SARH Subsecretaria Forestal y de Fauna Silvestre. USDA Service Forest. Natural Resources Cánada. Comisión Forestal de América Del Norte. FAO. 453 p.
- De Lira, R. K. V., González, G. E., Borja, N. H. E., Rodríguez, C. Y. E., Serrano, G. C., y Sánchez, L. R. 2019a. Fenología de *Zadiprion rohweri* (Hyemoptera: Diprionidae) y sus agentes de control natural en Miquihuana, Tamaulipas. *In: Memorias del XLII Congreso Nacional de la Soc. Mex. Control Biológico*. Boca del Rio, Veracruz, México pp. 98-101.
- De Lira, R. K. V., Rodríguez, C. Y. E., González, G. E., Piza, N. E. 2019b. Fenología de la mosca sierra *Neodiprion omosus* (Hymenoptera: Diprionidae) en Aguascalientes, México. *In: Memorias del X Reunion Nacional Forestal*. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México. Pp 223-226.
- De Lira, R. K. V., González, G. E., Piza, N. E., Rodríguez, C. Y. E., y Gómez, N. J. C. 2019c. Fenología de *Monoctenus* sp. (Hymenoptera: Diprionidae) y sus agentes de control natural en Ixcateopan de Cuauhtémoc, Guerrero. *In: Memorias del XLII Congreso Nacional de la Soc. Mex. Control Biológico*. Boca del Rio, Veracruz, México pp. 95-97.
- González, G. E. y Sánchez, M. G. 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., Piza, N. E., De Lira, R. K. V., Gómez, N. J. C., Rodríguez C. Y. E., y Sánchez, M. G. 2019. Fenología de la mosca sierra (*Monoctenus* sp.) del cedro blanco (*Juniperus flaccida*) en Ixcateopan de Cuauhtémoc, Guerrero. *In: Memorias del X Reunion Nacional Forestal*. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México. Pp 221-222.
- González-Gaona, E., Gómez-Nísino, A., De Lira-Ramos, K. V., Rodríguez-Cruz, Y. E., Olivo-Martínez, J. A., Rascón-Mendoza, A. A., y Martínez, G. S. 2021. Primer registro documentado de *Neodiprion abietis* (Harris, 1841) (Hymenoptera: Diprionidae) para México. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 12(64).
- 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.
- Sánchez, M. G., H. Alanis, M., M. Cano, R., y J. A. Olivo, M. 2012. Biología y aspectos taxonómicos de dos especies de mosca sierra de los pinos en Chihuahua. SAGARPA-INIFAP-CIRNOC-Campo Experimental Pabellón. Aguascalientes, México. Folleto Técnico Núm. 44.26 p.
- Smith, R. D., G. Sánchez-Martínez, and 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: 444-450.
- Smith, R. D., Monjarás, J., Aguilar, J., y H. Quiñones-Dena. 2016. New Host and Distribution records for *Zadiprion rohweri* (Middleton) (Hymenoptera: Diprionidae) a Pinyon Pine Sawfly. *Proceeding*

of the Entomological Society Washington, 118(2), 300-301. Doi: 10.4289/0013-8797.118.2.300.

Wagner, M. R., and K. F. Raffa.1993. Sawfly life history adaptations to woody plants. Academic Press.

Daños Ocasionados por Moscas Sierra



Daños en *Pinus duranguensis* ocasionados por *Zadiprion* sp. en La Norteña, Cd. Madera, Chihuahua.

(Foto: Dr. Ernesto González Gaona)

CAPITULO V

Daños Ocasionados por Moscas Sierra

Guillermo Sánchez Martínez, Ernesto González Gaona, Karla Vanessa De Lira Ramos

Los insectos son el grupo con mayor éxito evolutivo y desempeñan un papel importante en los ecosistemas forestales (Purvis y Hector, 2000). Contribuyen en el reciclaje de nutrientes, la fragmentación de la cobertura vegetal, el tamaño, así como la distribución y abundancia de los bosques (Iannacone y Alvariño, 2006; Fettig *et al.*, 2007).

Sin embargo, existen insectos que interfieren con los intereses del hombre ocasionando daños de tipo mecánico o fisiológico a los árboles, estos provocan deformaciones, disminución en el crecimiento, debilitamiento o incluso la muerte del arbolado, causando un impacto ecológico, económico y social importante.

Los insectos suelen clasificarse según la parte del árbol que afectan, existiendo descortezadores, defoliadores, barrenadores, carpófagos entre otros y son consideradas como una de las principales causas de disturbio en los bosques templados de México. En el caso de los defoliadores de la familia Diprionidae, destacan por su impacto en los ecosistemas forestales de México y se le conocen como moscas sierra.

La mayoría de las especies de moscas sierra son de hábitos fitófagos con excepción de los Orussidae que son depredadores o parasitoides de insectos barrenadores especialmente coleópteros (Smith, 1993). Las larvas de moscas sierra se alimentan de una variedad de plantas, de las 1,000 especies determinadas para Norteamérica

(Smith, 1979), el 68% se alimentan sobre árboles, 13% en arbustos y el 19% en hierbas. Aunque existe una preferencia por plantas leñosas hay una especialización a nivel familia de tal manera que las familias Argidae, Cimbicidae y Pergidae se alimentan de plantas leñosas, la mayoría de la familia Xyelidae y Pampilidae se alimentan de Coníferas, mientras que los Diprionidae lo hacen exclusivamente de Coníferas los géneros de plantas atacados son: *Rosa* (13 especies de moscas sierra), *Rubus* (12), *Alnus* (18), *Amelanchier* (13), *Picea* (14), y *Pinus* (72) (Haack y Mattson, 1993).

De acuerdo con Bauerle *et al.* (1997) y Arguedas (2006) los defoliadores se pueden clasificar según el tipo de daño o alimentación en: barrenadores de brotes y frutos, agalladores de ramas, de brotes y hojas, masticadores de flores estaminadas de coníferas, masticadores que se alimentan externamente de hojas o acículas, enrolladores de hojas y minadores de hojas y peciolos de hojas, aunque la mayoría de las moscas sierra presentes en Norteamérica se alimentan externamente de hojas o acículas. En la región de los grandes Lagos, EUA, se reportaron 52 especies de moscas sierra que alcanzaron el estatus de plaga, las familias involucradas fueron: Xyelidae (1 especie), Argidae (1), Cimbicidae (1), Pampilidae (3), Diprionidae (17) y Thenthredinidae (29), de los cuales el 96% fueron masticadores de hojas y acículas o minadores de hojas o peciolos. Considerándose a la familia Diprionidae como la más importante con el estatus de plaga (Haack y Mattson, 1993). Las especies de esta familia ocasionan defoliaciones en Pinaceae (*Pinus*, *Picea* y *Abies*) y Cupresaseae (*Juniperus* y *Cupresus*) (Smith, 1988).

Las moscas sierra de la familia Diprionidae ocasionan defoliación de los hospederos (Figura 5.1.), las larvas consumen las acículas de la punta hacia la base sin dañar la yema, por lo cual, al desaparecer la larva, el árbol se puede recuperar. Cabe mencionar que el efecto de la defoliación se incrementará o disminuirá dependiendo de la especie de árbol, de la edad, condiciones del sitio, condiciones

ambientales, antes y después del ataque, así como del daño de insectos y enfermedades secundarias (Mattson y Addy, 1975).

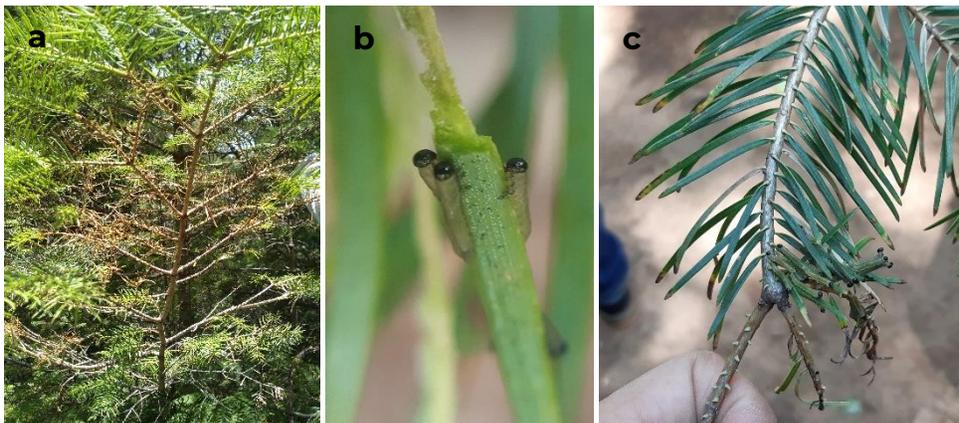


Figura 5.1. Aspecto de árbol de *Abies concolor* defoliado por *Neodiprion abietis* (a) y acercamiento de una ramita con larvas de 2do y 3er estadio alimentándose del follaje de su hospedero (b y c), en Madera, Chihuahua. Fotos: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos.

Dependiendo del tamaño de la planta afectada y la intensidad de la defoliación se puede provocar una reducción del crecimiento tanto en el diámetro, como en altura y en la raíz de los árboles atacados (Méndez y Cibrián 1985; Sánchez-Martínez y Wagner, 1994 y 1999). Las defoliaciones reducen la capacidad fotosintética del árbol atacado y debido a que el follaje constituye el almacén de nutrientes en las coníferas se ocasiona una reducción en el crecimiento radial (Bryant *et al.*, 1983).

En función a sus niveles de población se presentan en forma endémica en los bosques, es decir, se encuentran árboles aislados con presencia o daños, aunque presentan brotes epidémicos en forma cíclica; sin embargo, su periodicidad, duración y declinamiento, son procesos no definidos (González *et al.*, 2014).

Evaluación de daños

Dependiendo del grado de defoliación y de la especie de mosca sierra involucrada se pueden alcanzar reducciones del 9, 21, y 32% en pino silvestre (*Pinus sylvestris* Linneo) defoliado por *Neodiprion sertifer* Geoff. en daño ligero, moderado y severo respectivamente, incrementándose a 37, 86 y 94% cuando la mosca sierra es *Diprion pini* Linneo en los citados niveles de daño (Lyyticainen y Tomppo, 2002). En renuevo de pino real americano (*Pinus ponderosa* Douglas ex C. Lawson), las reducciones en el diámetro son del 35 a 45% cuando es defoliado totalmente por *Neodiprion gilletei* Rohwer (Sánchez-Martínez y Wagner, 1999).

En defoliaciones ligeras menores al 20% se presenta poco efecto en el árbol, pero en moderadas a severas se reduce el crecimiento del árbol, de tal manera que después de dos años de ataques se reduce el crecimiento radial en 70% presentándose además la muerte de raíces (Coulson, 1990). Si la defoliación es severa y continua, se puede ocasionar la muerte del arbolado, sobre todo en etapa de renuevo tanto en árboles individuales como en rodales enteros (Álvarez y Márquez, 2003 citados por Álvarez-Zagoya y Díaz-Escobedo, 2007) (Figura 5.2. a, b, c, d, e y f).

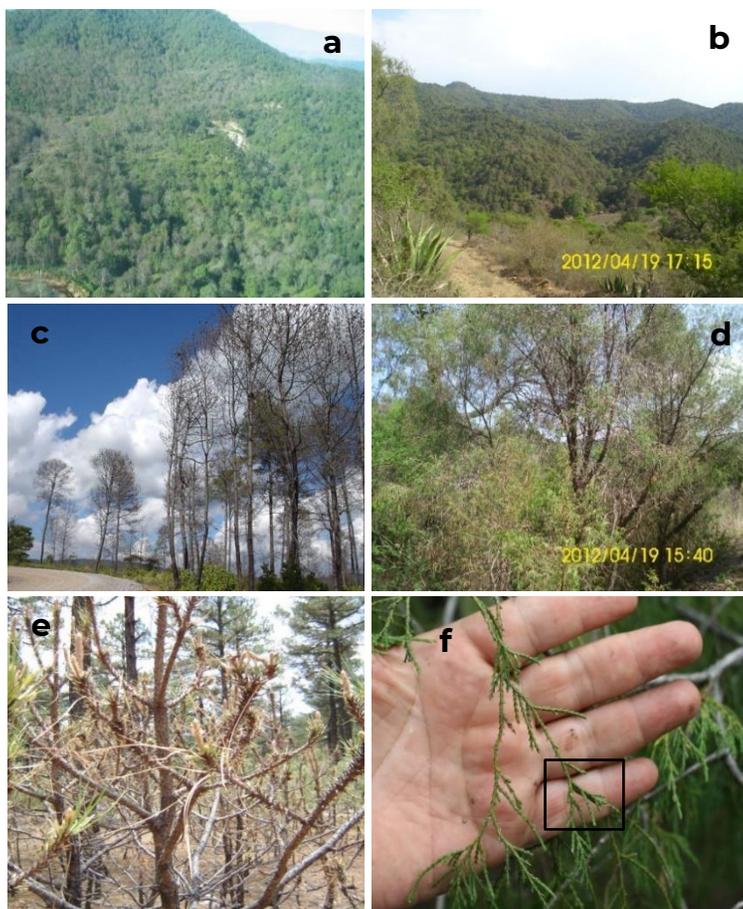


Figura 5.2. Aspecto de la defoliación ocasionada por *Zadiprion falsus* en *Pinus douglasiana* en Sierra “El Tigre” Cd. Guzmán, Jalisco (a, c y e) y *Monoctenus sanchezi* en *Juniperus flaccida* en Sierra de Álvarez, Armadillo de los Infante, San Luis Potosí (b, d y f). Se muestran aspectos panorámicos, de árboles individuales y acercamientos de ramas. En cedro blanco (f) se marca, con un cuadro, la larva causante del daño. Fotos: Ing. Francisco Bonilla (a, c y e) y Dr. Ernesto González Gaona (b, d y f).

El ICP-Forest (Eichhorn *et al.*, 2016) y el FIA (2012) proponen una escala que evalúa la defoliación. Estas clases son 0, 5 (> 0-5%), 10 (> 5-10%) y así sucesivamente (Cuadro 5.1). Los árboles evaluados deben expresarse en estas clases del 5% y no agrupar las diferentes clases. Un árbol con > 95% y hasta 100% de defoliación, que todavía está vivo, se codifica como "99". El código "100" está reservado para árboles muertos.

Cuadro 5.1. Codigos y descripción de la escala para la evaluación de la defoliación en coníferas (Fuente: FIA, 2012).

Clase	Descripción	Clase	Descripción
0	0%	55	>50-55%
5	>0-5%	60	>55-60%
10	>5-10%	65	>60-65%
15	>10-15%	70	>65-70%
20	>15-20%	75	>70-75%
25	>20-25%	80	>75-80%
30	>25-30%	85	>80-85%
35	>30-35%	90	>85-90%
40	>35-40%	95	>90-95%
45	>40-45%	99	>95-100% vivo
50	>45-50%	100	100% muerto

Para la evaluación individual de la defoliación, Álvarez-Zagoya y Díaz- Escobedo (2007), proponen una escala pictórica de la transparencia de la defoliación de la copa siguiendo las categorías consideradas por Díaz (2006), donde 1= defoliación escasa (0 a 25%), 2= defoliación ligera (26-50%), 3= defoliación moderada (51-75%) y 4= defoliación severa (76- 100%) (Figura 5.3. a, b, c y d respectivamente).

Esta escala es una forma esquemática de representar el daño, acumulando los diferentes puntos de ataque dentro de la copa. Sin embargo, es necesario aclarar que el daño se repite en el mismo árbol y se puede encontrar una rama con defoliación severa del año anterior y pequeñas áreas del actual ataque, por lo cual es necesario, en la

evaluación del ataque, diferenciar los árboles muertos (resultado del ataque sucesivo de al menos dos ciclos anteriores), árboles con ataques el ciclo anterior y su severidad (aquí se puede utilizar la escala propuesta por Álvarez-Zagoya y Díaz-Escobedo (2007)) y evaluar el ataque actual con la citada escala. A continuación, se presentan fotografías que representan los diferentes grados de daño.

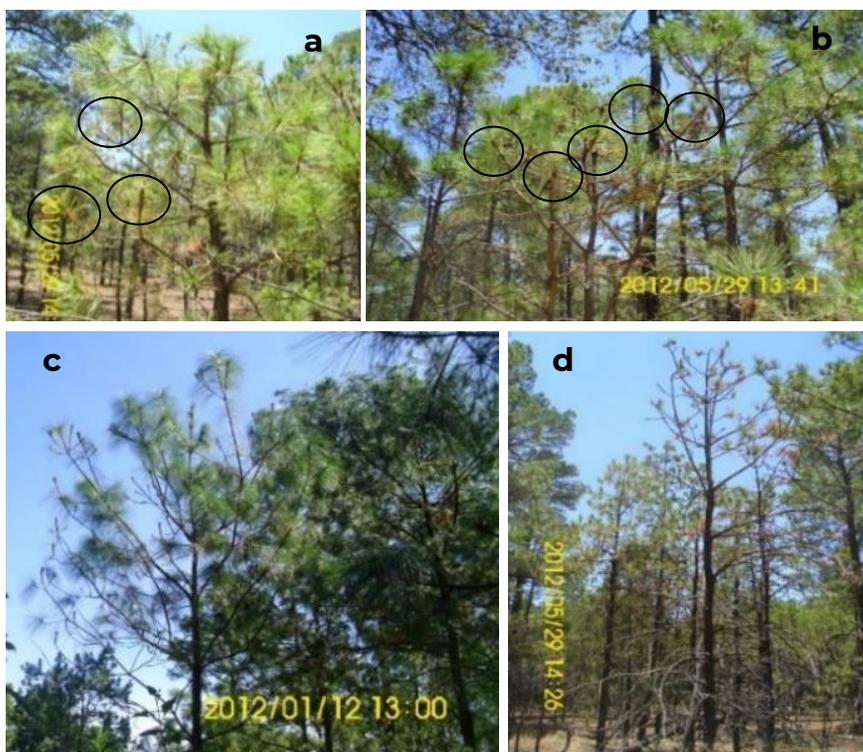
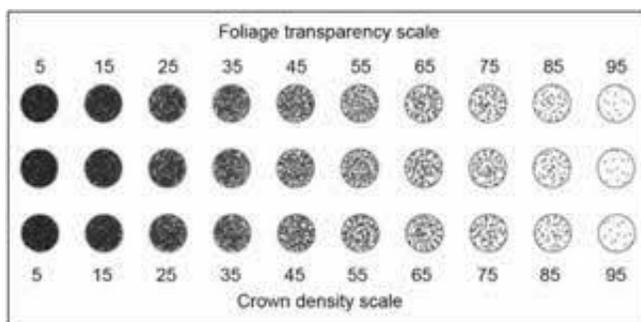


Figura 5.3. Grados de defoliación en pinos ocasionados por moscas sierra del género *Zadiprion*: a) escasa o incipiente, b) ligera, c) moderada y d) severa, de acuerdo a Díaz, 2006. En las primeras intensidades se marca con círculos las ramas pequeñas con afectación. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona, CEPAB.

Otra forma de evaluación es mediante el empleo de tarjetas de referencia utilizada por los equipos del Inventario Forestal y Análisis del Servicio Forestal de los Estados Unidos en el cual utilizan el indicador de condición de copa y forma parte del criterio Salud y vitalidad del Inventario Forestal (aplicable en México, Estados Unidos de América y Canadá) (CFC, 2004; INFyS, 2012) (Figura 5.4.)). Este método se ha utilizado en años recientes por ser sencillo, práctico, confiable y rápido, se basa principalmente en el estado general de salud el cual refleja cantidad y condición del follaje presente en el arbolado (FIA, 2012; INFyS, 2012). Esta evaluación es equivalente a la escala utilizada por el ICP-Forest.



Fuente FIA, 2002

Figura 5.4. Tarjeta para evaluar las variables del indicador: densidad de copa y transparencia de follaje. Fuente: FIA, 2012.

Los ataques de las moscas sierra se observan en forma diferencial. Unas especies atacan preferentemente renuevos o plantas de 2 a 3 m en plantaciones comerciales como es el caso de *Neodiprion* spp., mientras que otros se especializan en arbolado adulto como *Zadiprion* spp. En cada región se observa que existe un ataque preferentemente sobre uno o dos hospederos regionales y solo en raras ocasiones afecta otros. En la Sierra “El Tigre” en Jalisco, el hospedero preferencial de *Z. falsus* es *P. douglasiana* y

ocasionalmente daña *P. michoacana* y raramente o no afecta a *P. greggii* (Bonilla-Torres, F. comunicación Personal) (Figura 5.5. a y b).

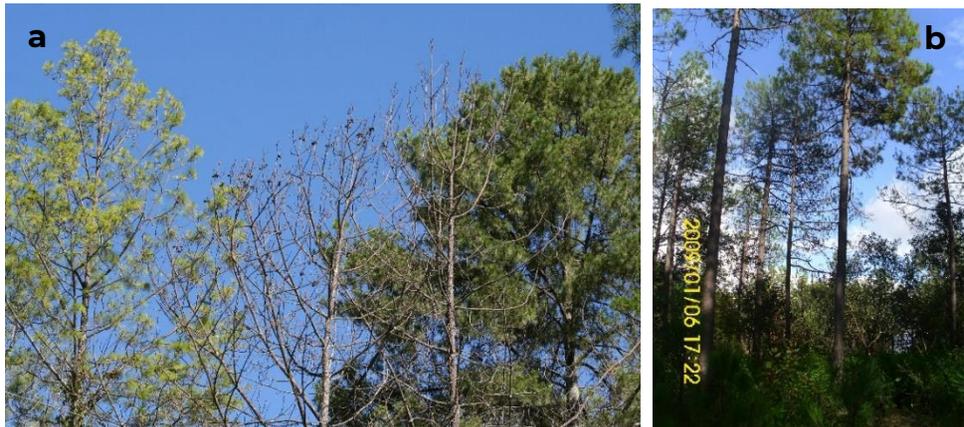


Figura 5.5. Aspectos de la defoliación diferencial de *Zadiprion falsus* en la Sierra “El Tigre”, Cd. Guzmán, Jalisco. *Pinus devoniana* completamente defoliado al centro y a sus costados sin afectación (a), aspecto de defoliación diferencial en *P. devoniana* (b). Fotos: Ing. Francisco Bonilla, CONAFOR, Jalisco.

Literatura citada

- 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.
- Arguedas, M. 2006. Clasificación de tipos de daños producidos por insectos forestales. Instituto Tecnológico de Costa Rica. Kurú: Revista Forestal, 3 (8). Pag. 1,4.
- Bauerle, P., Rutherford, P., Lanfranco, D. 1997. Defoliadores de roble (*Nothofagus obliqua*), raulí (*N. alpine*), coigue (*N. dombelyi*) y lenga (*N. pumilio*). Instituto de Silvicultura Austral de Chile. Valdivia, Chile. BOSQUE 18 (2) Pag. 98.
- Bryant, J. P. F., F. S. Chapin III and D. R. Klain. 1983. Carbon/nutrient balance of boreal plants in relation to vertebrate herbivory. *Oikos* 40: 357-368.
- Canadian Forest Service (CFC). 2004. EMAN monitoring protocols and standards. Brochure: Tree Health. Sault Ste. Marie, Ontario, Canada. 28 p.
- Coulson, R. N. 1990. Insectos defoliadores. *In: Entomología Forestal. Ecología y control*. Editorial Limusa, México. Primera edición. 450 p.
- Díaz, E. V. M. 2006. Estudio del ciclo de vida y enemigos naturales de *Zadiprion falsus* Smith, en Pueblo Nuevo, Durango, México. Tesis de Ingeniero en Ciencias Forestales, Facultad de Ciencias Forestales. Universidad Juárez del Estado de Durango. México. 61 p.

- Eichhorn J, Roskams P, Potočić N, Timmermann V, Ferretti M, Mues V, Szepesi A, Durrant D, Seletković I, Schröck H-W, Nevalainen S, Bussotti F, Garcia P, Wulff S. 2016. Visual Assessment of Crown Condition and Damaging Agents. Part IV: Manual on methods and criteria for harmonized sampling, assessment, monitoring and analysis of the effects of air pollution on forests. *In*: UNECE ICP Forests Programme Coordinating Centre (ed.). Thünen Institute of Forest Ecosystems, Eberswalde, Germany, 49 p.
- Fettig, C. J., Klepzig, K. D., Billings, R. F., Munson, A. S., Nebeker, T. E., Negrón, J. F., & Nowak, J. T. 2007. The effectiveness of vegetation management practices for prevention and control of bark beetle infestations in coniferous forests of the western and southern United States. *Forest ecology and management*, 238(1-3), 24-53.
- Forest Inventory and Analysis National Program (FIA). 2012. Forest health indicators: crown condition method guide (Version 3.0-2005).<http://www.fia.fs.fed.us/program-features/indicators/crown/default.asp> (23 de noviembre de 2012).
- González, G. E., Bonilla, T. F., Quiñonez, B. S., Sánchez, M. G., Tafoya, R. F., España, L. M. P., Robles, U. S. 2014. Guía para la identificación de moscas sierra de la familia Diprionidae presentes en el Centro Norte de México. *Publicación Especial Núm. 41*. ISBN: 978-607-37-0290-4. 36 p. <https://docplayer.es/46918897-Guia-guia-para-la-identificacion-la-identificacion-moscas-sierra-la-familia-diprionidae-de-presentes-moscas-en-el-centro-norte-sierra.html>
- Haack, R. A., and W. J. Mattson. 1993. Life history patterns of North American tree-feeding sawflies. *In*: Sawfly life history adaptations to woody plants. Wagner M.R. and K F. Raffa (eds). Academic Press New York. Pp. 503- 545.

- Iannacone, J., y Alvarino, L. 2006. Diversidad de la artropofauna terrestre en la Reserva Nacional de Junín, Perú. *Ecología Aplicada*, 5(1-2), 171-174.
- Inventario Nacional Forestal y de Suelos (INFyS). 2012. Indicador Condición de Copa. Sistema Nacional de Información Forestal <http://www.cnf.gob.mx:8080/snif/portal/infys/temas/documentos-metodologicos>
- Lyyticainen, S. P. and E. Tomppo, 2002. Impact of sawfly defoliation on growth of scots pine *Pinus sylvestris* (Pinaceae) and associated economic losses. *Bulletin of Entomological Research* 92: 137-140.
- Mattson, W. J. and N. D. Addy. 1975. Phytophagous insects as regulators of forest primary productivity *Science* 49: 657- 667.
- Méndez, M. J.T. y D. Cibrián 1985. Impacto del ataque de *Zadiprion vallicola* defoliadores de pinos, sobre el incremento de diámetro de *Pinus montezumae* en la Meseta Tarasca *In: Memoria del Simposios Nacionales de Parasitología Forestal (II y III)*. Sociedad Mexicana de Entomología – INIF- Instituto de Ecología. México pp. 249-255.
- Purvis, A., and Hector, A. 2000. Getting the measure of biodiversity. *Nature*, 405(6783), 212-219.
- Sánchez-Martínez, G. and M. R. Wagner. 1994. Sawfly and artificial defoliation affects above-and belowground growth of ponderosa pine seedlings. *Journal of Economic Entomology* 87: 1038 -1045.
- Sánchez-Martínez, G. and M. R. Wagner. 1999. Short-term effects of defoliation by sawflies (Hymenoptera: Diprionidae) on above-and below-ground growth of three ponderosa pine genotypes. *Environmental Entomology* 28: 38 - 43.

- Smith, D. R. 1979. Symphyta *In*: Catalog of Hymenoptera in America north of Mexico. K.V. Krombein, P.D. Hurd Jr., D.R. Smith and B. D. Burks (eds). Smithsonian Institute Press, Washington D.C. Vol. I pp. 1 - 37.
- Smith, D. R. 1988. A synopsis of the sawflies (Hymenoptera: Symphyta) of America south of the United States: Introduction Xyelidae, Pamphiliidae, Cimbicidae, Diprionidae, Xyphodriidae, Siricidae, Orussidae, Cephidae. *Systematic Entomology* 13: 205-261.
- Smith, D. R. 1993. Systematics, life history and distribution of sawflies. *In*: M. R. Wagner and K.F. Raffa (eds.) Sawfly life history adaptations to wood plants. Academic Press. California EUA. pp. 3 - 32.

Control Químico de Moscas Sierra



Aspersión aérea de bioplaguicidas en brote epidémico en “Sierra El Tigre”, Cd. Guzmán, Jalisco.
(Foto: Ing. Francisco Bonilla Torres)

CAPITULO VI

Control Químico de Moscas Sierra

Ernesto González Gaona, Karla Vanessa De Lira Ramos

La aplicación de plaguicidas de síntesis química en los bosques naturales es una actividad que no es considerada correcta y debido a los efectos colaterales que tiene sobre especies no objeto de control que ocasiona, por los riesgos de contaminación del ambiente y las intoxicaciones de animales silvestres y al mismo hombre. Bajo ciertas condiciones preferentemente en ataques sobre árboles de alto valor estético o en parques y jardines donde no se permite la afectación por dañar las áreas recreativas se pueden emplear insecticidas. En México, para la aplicación de un producto de síntesis química en un área forestal, tiene que ser autorizado por la SEMARNAT y debe ser de manera escrita (CONAFOR, 2007).

Para el caso de *Neodiprion sertifer* Geoff se señalan los insecticidas convencionales Acephate, Bifentrina, Carbarilo, Clorpirifos, Cyflutrin, Delametrina, Imidacloprid, Lambda Cyalotrina, Malation y Permetrina, aunque se prefiere el empleo de plaguicidas bioracionales como Azadiractina, aceites hortícolas, jabón insecticida, Piretrinas y Spinosad (Vera y Davidson, 2013).

En la zona de Guachochi, Chihuahua, durante 2013 y 2014 se evaluaron productos de origen biológico y extractos de plantas contra *N. autumnalis*, de los cuales Spinosad y la Piretrina ocasionaron mortalidades superiores al 95%, mientras que la Azadiractina y el extracto de semillas de jícama ocasionan mortalidades alrededor del 70% y los extractos de higuierilla (*Ricinus comunis* L.) solo ocasionaron el 30%. Es necesario recordar que los bioplaguicidas también afectan a otros organismos no objeto de control, aunque no ocasionan

contaminación ya que se degradan rápidamente y no tiene residualidad y que pueden ser fabricados por el mismo productor (González *et al.*, 2014).

Literatura citada

- CONAFOR. 2007. Manual de Sanidad Forestal. Coordinación General de Conservación y Restauración. Gerencia de Sanidad Forestal. Primera edición 2007. Modificación 2010. Zapopan, Jalisco. Pag. 7, 9, 43 y 46.
- González, G. E., Bonilla, T. F., Quiñonez, B. S., Sánchez, M. G., Tafoya, R. F., España, L. M. P., Robles, U. S. 2014. Guía para la identificación de moscas sierra de la familia Diprionidae presentes en el Centro Norte de México. Publicación Especial Núm. 41. ISBN: 978-607-37-0290-4. 36 p. <https://docplayer.es/46918897-Guia-guia-para-la-identificacion-la-identificacion-moscas-sierra-la-familia-diprionidae-de-presentes-moscas-en-el-centro-norte-sierra.html>
- Vera, K., and J., Davidson. 2013. IPM (Integrated Pest Management) of Midwest Landscapes. College of Food, Agricultural and Natural Resource Science, University of Minnesota, University of Minnesota Extension. <http://cues.cfans.umn.edu/old/ipmbook.htm>. Consultado 31/08/2021.

Control Biológico de Moscas Sierra



Epizootia en La Unión de Isidoro Montes de Oca, Guerrero (superior derecha) Larvas de *Zadiprion* sp. afectadas por Virus de Poliedrosis Nuclear (VPN) (superior e inferior izquierda). VPN de larvas de *Zadiprion* sp., visto a través de un microscopio de contraste de fases (Inferior derecha).

(Foto: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos)

CAPITULO VII

Control Biológico de Moscas Sierra

Ernesto González Gaona, Alejandro Pérez Panduro, Raquel Cossio Bayugar, Estefhan Miranda Miranda, Karla Vanessa De Lira Ramos, Cristian Estrada Emigdio

El control biológico implica el uso de agentes de control natural por parte del humano. Generalmente se implementa de tres formas diferentes o combinaciones de las mismas (Flint and Dreistadt, 1998). La primera es cuando la plaga es exótica y los agentes de control son introducidos de la región donde es originaria la plaga a donde se encuentra el problema (Control Biológico Clásico). La segunda, cuando los agentes de control natural locales son incrementados para luego liberarlos (Aumento). La tercera, cuando son conservados en campo (Conservación) (Van Driesche *et al.*, 2007).

Lo anterior implica que es necesario en primer lugar, antes de la implementación de un programa de control biológico, el conocer la gama de enemigos naturales de una plaga que inciden sobre la población objetivo; el segundo paso es mejorar la acción de los organismos más prometedores para controlar la plaga mediante su incremento o conservación y, en último lugar, introducir nuevos agentes de control desde otras regiones (exóticos) (Van Driesche *et al.*, 2007)

Sí durante el proceso de análisis de los enemigos naturales de una plaga, se obtiene información de que, un agente exótico cuenta más o menos con el mismo potencial de control o realiza la misma función que un agente nativo, es preferible emplear al agente local

que ya se encuentra adaptado al ambiente regional y considerar que el enemigo natural exótico puede desplazar a las especies nativas.

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. Por ejemplo, en Suiza los parasitoides eliminan entre 19 y 34% de los huevecillos y entre el 8 y 30% de mortalidad en larvas de *N. sertifer* y, junto con los depredadores, son los factores de mortalidad natural más comunes (Olofsson, 1987).

A continuación, se presenta una breve revisión del grupo de enemigos naturales más comúnmente observados en campo.

Hongos entomopatógenos

Diversas especies de hongos entomopatógenos han sido observados atacando a *Diprion similis* Hartig: *Entomophthora thentredinis* (Klein y Coppel, 1973) en Wisconsin, EU y en Polonia, donde ha causado hasta 86% de mortalidad. Otros hongos reportados para esta mosca sierra son: *Aspergillus parasiticus* Speare (1912), *Beauveria bassiana*, *Cephalosporium lecanii* Zimm, *Fusarium* sp., *Paecilomyces farinosus* Holmsk A. H. S. Br. & G. Sm., *Scopulariopsis brevicaulis* Bainier y *Trichothecium roseum* Link (Swiezynska y Gornas, 1976).

En Belice se detectó a *Aspergillus* sp., *Scopulariopsis* sp., *Penicillium* sp., *B. bassiana*, *Fusarium* sp., y *Cladosporium* sp., sobre *Neodiprion excitans* Rohwer (Wilkinson y Drooz, 1979). En Alaska, *Entomophthora sphaerosperma* Fresen, fue determinado como uno de los agentes de control más importantes de *Neodiprion taedae* tsugae Ross (Hard, 1976).

En México, diversas muestras obtenidas en campo han contenido individuos parasitados por hongos de varias especies (Figura 7.1. a, b, c, d y e), pero algunas de ellas no han sido determinadas a nivel de especie, ni tampoco caracterizado su potencial biológico contra las moscas sierra. Un solo bioensayo exploratorio ha sido realizado para conocer el potencial de un aislamiento de *B. bassiana*, obtenida de una población de *M. sanchezi* residente en “La Barranca”, Armadillo de los Infante, San Luis Potosí, según el cual tiene alto potencial contra la población de *Z. falsus* residente en Pueblo Nuevo Durango (Cuadro 7.1).

Cuadro 7.1. Prueba de productos de control biológico contra *Zadiprion falsus* en “El Pachón” Pueblo Nuevo, Durango. Ciclo 2012.

Tratamiento	Repeticiones					Total
	I	II	III	IV	V	
Agua	2*	2	2	2	2	10
<i>Bacillus thuringiensis</i>	2	5	5	0	5	17
<i>Baeuveria bassiana</i>	20	20	20	20	20	100
Larvas negras Jal. 1	0	2	0	2	0	4
Larvas con virus Dgo. 1	2	2	2	2	2	10

*Criterio de evaluación de la Mortalidad 0= no mortalidad, 2= 1 a 5 larvas muertas, considerado como incidental o por manejo de larvas, 5= de >5 a <10 larvas muertas, mortalidad ligera, si efecto de tratamiento, pero ligero, 20= mitad de la población muerta o con mortalidad muy aparente.

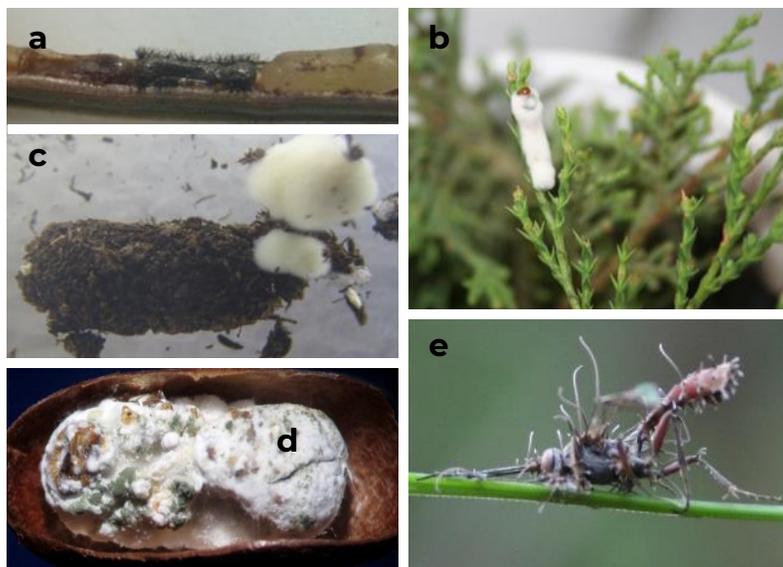


Figura 7.1. Infecciones fungosas detectadas sobre moscas sierra en México. a) sobre huevecillos de *Zadiprion*, hongo no determinado; b) larva de *Monoctenus sanchezi* afectada por *Beauveria bassiana*; c) sobre pupa de *M. sanchezi* afectadas por *B. bassiana*; d) sobre prepupa de *Z. falsus* afectada por *B. bassiana* y; e) hongo no identificado sobre una avispa parasitoide. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona.

Bacterias

La bacteria entomopatógena más importante para el control de insectos es *Bacillus thuringiensis*, 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, Phithiraptera, Mallophaga, Acarida e, incluso, otros como nematelmintos y platelmitos (Feiltelson, 1993 citado por García-Robles *et al.*, 2001).

Se conocen diversas experiencias de uso de cepas de *B. thuringiensis* de Lepidoptera dirigidos contra moscas sierra, cuyos resultados han sido diversos. En Austria y Rusia no se obtuvo control sobre *Neodiprion sertifer* Geoffroy (Pelletieri *et al.*, 1997; Gullii, 1972 y Donaubauer and Schmutzenofer, 1973 citados por Fuxa *et al.*, 1998), pero en Virginia (EU.) sí fueron controlados brotes de *N. lecontei* (Day, 1996). En Polonia se encontró que causaron hasta 90% de mortalidad en larvas de *D. pini* después de 11 días (Sierpinska, 2005), aunque, aparentemente, no actuaron contra *D. similis* ni *Macrodiprion nemoralis* Enslin, 1917.

Las 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) mostro 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).

Otras bacterias que se han evaluado contra moscas sierra son *Enterobacter cloacae* Jordan,1890/Hormaeche,1960 y *Streptococcus* sp., que bajo condiciones de laboratorio ocasionaron el 50-60% de mortalidad en *D. similis* (Glowacka-Pilot, 1983).

Virus

Los virus son los entes patogénicos más especializados y se definen como entidades submicroscópicas intracelulares, constituidos por ácido nucleico (DNA o RNA de cadena doble o sencilla) envuelto en una cápside proteínica (Ibarra y Del Rincón, 1998). La forma de su cápside es usada para clasificarlos. Los virus de Poliedrosis Nuclear causan enfermedades virulentas específicas que pueden controlar a las poblaciones de sus hospederos por varios años.

Se ha postulado que las larvas de moscas sierra muertas por infecciones baculovíricas son blandas, negras y que cuelgan boca abajo del follaje (Dixon, 2004; Olofsson, 1987) (Figura 7.2. a y b); sin embargo, nuestra experiencia de campo nos dice algo distinto. Hemos visto que solo pocos cadáveres blandos (licuados), negros y colgantes, colectados en campo, muestran poliedros baculovíricos, los cuales suelen ser escasos; en cambio todos los cadáveres tienen abundantes bacterias (diversas especies) e incluso hifas fúngicas (Dr. Alejandro Pérez Panduro, comunicación personal).

Nuestra percepción es que esas larvas murieron por cualquier otra causa o agente, pero no por virosis. Dado que la licuefacción de los tejidos de esos cadáveres ocurre aun en ausencia de poliedros, claramente esa licuefacción no es causada por los virus, sino por los otros microbios presentes. Normalmente, los cadáveres con abundantes poliedros y pocas bacterias han sido duros. El por qué 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.

El desarrollo de los baculovirus como bioinsecticidas comerciales presenta ciertas limitantes: 1) La primera es su alta especificidad y 2) la inviabilidad comercial de su multiplicación *in vitro*. Mientras la primera de estas características hace que cada especie viral tenga un mercado potencial reducido y frecuentemente regional, a las empresas productoras de bioplaguicidas les interesa desarrollar productos específicos para que su mercado potencial sea lo más amplio posible. Para balancear esta desventaja comercial de los baculovirus, los estados han apoyado su desarrollo subsidiando la investigación, producción e, incluso, su uso; como es el caso para el baculovirus de *Spodoptera exigua* Hübner en España.

La segunda característica que limita su desarrollo como bioinsecticidas es la incosteabilidad de su multiplicación *in vitro* debido a la inclusión de suero fetal bovino en el medio de cultivo, aunque esta situación es factible de resolver si se desarrollan cultivos de células del insecto y se inoculan con el VPN, esta tecnología ya se ha empelado contra plagas agrícolas.

En contraparte, otras dos características de los baculovirus sí alientan su desarrollo como bioinsecticidas son: 1) alta eficacia en campo y 2) inocuidad ambiental. Su eficacia implica que, para cada especie viral, suelen existir aislamientos con alta patogenicidad para su huésped y que con ellas se pueden inducir epizootias amplias y prolongadas, a partir de focos de infección distribuidos estratégicamente. Por su parte, la inocuidad ambiental de los baculovirus, fundada en su alta especificidad, los hace ideales para su

empleo en campo, tanto por vía terrestre como aérea, porque no perturban el ambiente, ni afectan a organismos no blanco, por ejemplo, a los demás agentes de control de la misma plaga.

A pesar de las limitaciones para desarrollar bioinsecticidas con baculovirus, varias cepas aisladas de moscas sierra se han desarrollado como bioinsecticidas. Por ejemplo, el virus *Birdiavirus diprionis* fue aislado de *D. similis* en Siberia, Rusia (Gulli, 1971 citado por Fuxa *et al.*, 1998). El virus de *N. lecontei*, denominado como Lecontivirus, fue aislado en EU y Canadá y usado como bioinsecticida, logrando mortalidades superiores al 90% después de 15 días de su aplicación en forma aérea (Johnson *et al.*, 1978; De Groot *et al.*, 1979; Podgwaite *et al.*, 1986; Cunningham *et al.*, 1987).

El virus de *N. abietis*, (NeabVPN), aislado en 1997 y formulado con el nombre "Abietiv", se aplicó en 15,000 ha. en Canadá para proteger plantaciones de árboles de navidad (*Abies balsamea* Linneo) del ataque de esa plaga (Moreau *et al.*, 2005; Lucarotti *et al.*, 2007). Del virus de *N. sertifer* existen diferentes formulaciones (Latvian, Neocheck-S, Virox, Virin-Diprion) (Glowacka *et al.*, 1983; Kulikouskii, 1984 citados por Fuxa *et al.*, 1998; Podgwaite *et al.*, 1984).

En México, durante el desarrollo de los proyectos citados, el grupo interdisciplinario ha obtenido cinco aislamientos de baculovirus de moscas sierra. Cuatro de ellos procedentes de especies de *Zadiprion* de tres localidades distintas y, un quinto aislamiento, aislado de *Monoctenus* sp. de Ixcateopan de Cuahutemoc, Gro. Dos de los cuatro primeros aislamientos han mostrado alta tasa de infectividad y mortalidad sobre *Z. rohweri* (89 y 100%), aun y cuando se requiere una mayor cantidad de evaluaciones. Los cinco aislamientos han mostrado capacidad para infectar larvas sanas tratadas y reproducir los poliedros, pero esos dos destacaron por su alta tasa de infección y mortalidad.



Figura 7.2. Larvas de *Zadiprion* sp. muertas por una enfermedad viral. Se tornan negras y quedan colgando de las agujas, a) General Baltazar R. Mancillas, Unión de Isidoro Montes de Oca, Guerrero. b) “El Pachón”, Pueblo Nuevo, Durango. Fotos: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos (a) y Dr. Ernesto González Gaona (b).

Depredadores

Los grupos de artrópodos depredadores de moscas sierra se ubican dentro de los órdenes Diptera, Hymenoptera, Heteroptera, Coleoptera (Olofsson, 1987; Lindstedt *et al.*, 2006) y Arachnida. Otros grupos de depredadores son pequeños mamíferos como topos, musarañas, mapaches, roedores, (Buckner y Turnock, 1965; Hanski y Parviainen, 1985; Hertz y Heitland, 2003; Day y Salom, 2009) e incluso aves y ranas. (Figura 7.3. a, b, c, y d). En general, no hay experiencias de manipulación de depredadores para procurar el control de moscas sierra, con excepción de la introducción de las hormigas *Formica lugubris* Zetterstedt y *F. obscura* Forel a Quebec con la finalidad de controlar a *Neodipiron swainei* Middleton (Finnegan, 1975; Williamson, 1973).

Parasitoides

Aunque existen parasitoides de huevos, larvas y pupas, en México el estadio más afectado es la larva, posiblemente porque es el estado más vulnerable por su hábito de alimentarse externamente sobre las agujas de los pinos. La mayoría de los parasitoides de larvas,

según nuestras observaciones, emergen de las pupas, por lo que son de larva-pupa. La mayoría pertenecen a los órdenes Diptera (familia: Tachinidae) e Hymenoptera (familias: Ichneumonidae, Braconidae, Perilampidae, Pteromalidae y Eulophidae; aunque también los hay en las familias Aulacidae, Ibalidae, Stephanidae, Chrysididae, Ropronidae, Orussidae y Trigonalidae) (Wagner y Raffa, 1993).

En los brotes epidémicos observados en México se han obtenido gran cantidad de especies de parasitoides, pero con niveles de parasitismo bajos; mientras que en condiciones endémicas los agentes de regulación poblacional suelen ser pocos (uno o dos) y desarrollan altos niveles de parasitismo (Hertz y Heitland, 2003).

Importancia del conocimiento de los enemigos naturales de las moscas sierra

Conocer toda la gama de enemigos naturales de una plaga (parasitoides, depredadores y patógenos) en cada región y evaluar su potencial de control es de gran relevancia para focalizar los esfuerzos hacia los más prometedores para controlarla. De detectarse algún enemigo natural local, con desempeño semejante al de otro exótico, es preferible usar al local para reducir dos riesgos potenciales: 1) Fracaso por inadaptación. Este riesgo emerge de que el enemigo natural exótico pueda no adaptarse al ambiente o al hospedero local. Por ejemplo, como ocurrió con las introducciones de *Trichogramma minutum* Riley (parasitoide de huevecillos) y *D. fuscipennis* (parasitoides de prepupas), respectivamente, ambos importados de Canadá, los cuales no proporcionaron resultados satisfactorios (Mayo, 1976). 2) Riesgo de desplazamiento de enemigos naturales nativos. Este riesgo surge del hecho de que algunos enemigos naturales exóticos pueden ser mejores competidores que los enemigos naturales nativos, pero peores controladores, lo cual conduce a fracasos de control y desplazamiento de enemigos naturales nativos.



Figura 7.3. Ejemplos de depredadores de moscas sierra. a) rastros de depredación sobre pupas de *Zadiprion* sp. en Moris Chihuahua, b) Chinche Pentatomidae depredando sobre larvas de *Monoctenus sanchezii*, c) ácaro depredador atacando larvas de *Neodiprion omosus* en San Juan Nuevo Parangaricutiro, Michoacán, d) chinche asesina en cedro blanco afectado por *M. sanchezii*. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona (a, b y d) y Dr. Víctor Manuel Coria Avalos (c).

Literatura citada

- Buckner, C. H. and Turnock, W. J. 1965. Avian predation on the larch sawfly *Pristiphora erichsonii* (Htg.) (Hymenoptera: Tenthredinidae). *Ecology* 46: 223-236.
- Cunningham, J. C., de Groot, P., and Kaupp, W. J. 1987. A review of aerial spray trials with lecontvirus for control of redheaded pine sawfly *Neodiprion lecontei* (Hymenoptera: Diprionidae) in Ontario, Canada. *Proceedings Entomological Society of Ontario* 117: 65-72.
- Day, E. 1996. Redheaded Pine Sawfly. Virginia Cooperative Extension Publication 444-239.
- Day, E. and S. Salom. 2009. Virginia Pine Sawfly Hymenoptera: Diprionidae: *Neodiprion pratti* (Dyer). Virginia State University and Virginia Polytechnic Institute. Extension Program Virginia State. 2911- 1424.
- De Groot, P., J. C. Cunningham, and J. R. McPhee. 1979. Control of red-headed pine sawfly with a baculovirus in Ontario in 1978 and a survey of areas in previous years. Sault Ste. Marie. Ontario. Canadian Forest Service. Report FPM-X-20. 14 p.
- 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.
- Finnegan, R. J. 1975. Introduction of a predacious red Wood ant, *Formica lugubris* (Hymenoptera: Formicidae) from Italy to eastern Canada. *Can. Entomol.* 107: 1271-1274.
- Flint, M. L. and Dreistadt, S. H. 1998. Clark, Jack K., ed. *Natural Enemies Handbook: The Illustrated Guide to Biological Pest Control*. University of California Press. ISBN 978-0-520-21801-7.

- Fuxa, R. J., R. A. Ayyappath, and R. A. Goyer. 1998. Pathogen and microbial control of North American Forest Insect Pest. Forest Health Technology Enterprise Team. USDA Forest Service FHTET-97.27. p. 9-1.
- García-Robles, I., J. Sánchez, A. Gruppe, A. C. Martínez-Ramírez, C. Rausell, M. D. Real, and A. Bravo. 2001. Mode of action of *Bacillus thuringiensis* PS86Q3 strain in hymenopteran forest pests. *Insect Biochemistry and Molecular Biology* 31: 849 - 856.
- Glowacka-Pilot, B. 1983. Bacterial disease of Diprionid larvae. *Sylwan* 127:53-62.
- Hanski, I. and Parviainen, P. 1985. Cocoon predation by small mammals and pine sawfly population dynamics. *Oikos* 45:125-136.
- Hard, J. S. 1976. Natural control of hemlock sawfly *Neodiprion tsugae* (Hymenoptera: Diprionidae) populations in Southeast Alaska. *Canadian Entomologist* 108: 485-498.
- Hertz, A. and W. Heitland. 2003. Impact of cocoon predation and parasitism on endemic population of the common pine sawfly *Diprion pini* (L.) (Hymenoptera: Diprionidae) in different forest types. *Agricultural and Forest Entomology* 5: 35-41.
- Ibarra, R. J. E. y M. C. Del Rincón. 1988. Capítulo 9 Virus entomopatógenos. *In: 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.*
- Johnson, W. T., Cunningham, J. C., Kaupp, W. J. and Edwards J. C. 1978. Insect virus application with a cold fog generator *Canadian Forestry Service* 34: 25-26.

- Klein, M. G., and H. C. Coppel. 1973. *Entomophthora tentredinis* fungal pathogen of the introduced pine sawfly in Northwestern Wisconsin. *Annals Entomological Society of America* 66: 1178-1180.
- Lindstedt, C., Mappes, J., Paivianen, and J., Varama, M. 2006. Effects of group size and pine defence chemicals on diprionid sawfly survival against ant predation. *Oecologia* 150: 519-526.
- Lucarotti, C. J., B. Morin R., I. Graham and R. L. Laponte. 2007. Production, application and field performance of Abietiv™ The Balsam Fire Saw Fly Nucleopolyhedrosis. *Virologica Sinica* 22: 163-172.
- Mayo, J. P. 1976. Observaciones preliminares sobre la biología y hábitos de *Neodiprion*. *Boletín Técnico* No. 4. INIF. México.
- Moreau, G., C. J. Lucarotti, E. G. Kettela, G. S. Thurston, S. Holmes, C. Weaver, D. B. Levin, and B. Morin. 2005. Aerial application of nucleopolyhedrovirus induces decline an increasing and peaking populations of *Neodiprion abietis*. *Biological Control* 33: 65 - 73.
- Olofsson, E. 1987. Mortality factors in a population of *Neodiprion sertifer* (Hymenoptera: Diprionidae). *Oikos* 48: 297-303.
- Pelletieri, P. J., D. L. Mahr, and D. J. Hall. 1997. Pine disorder: European pine sawfly. University of Wisconsin Extension Cooperative Extension. Disponible en línea: learningstore.uwex.edu/assets/pdfs/a3180.pdf. consultado el 20 de marzo de 2013.
- Podgwaite, J. D., Rush, P., Hall, D., and Walton, G. S. 1984. Efficacy of the *Neodiprion sertifer* (Hymenoptera: Diprionidae) nucleopolyhedrosis virus (Baculovirus) product Neochek-S. *Journal Economic Entomology* 77: 525-528.

- Podgwaite, J. D., Rush, P., Hall, D., and Walton, G. S. 1986. Field evaluation of nucleopolyhedrosis virus for control of readheaded pine sawfly (Hymenoptera: Diprionidae). *Journal Economic Entomology* 79: 1648-1652.
- Sierpinska, A. 2005. Possibilities of the use of *Bacillus thuringiensis* in the control of forest pest in Poland. *In: abstracts Workshop Bacterial toxins for insect control.* p 37.
- Swienzynska, H., and Gornas, E. 1976. Insecticidal fungi on certain species of Diprionidae (Hym) in 1971-75- *Sylwan* 120: 47-56.
- Van Driesche, R. G., M. S. Hoddle and T. D. Center. 2007. Control de plagas y malezas por enemigos naturales. Traducción al español E. Ruiz, C., J. Blanca, C., J. M. Álvarez. USDA, US Forest Service, Forest Health Technology Enterprise Team. FHTET-2007-02. 751 p.
- Wagner, M. R., and K. F. Raffa. 1993. Sawfly life history adaptations to woody plants. Academic Press.
- Williamson, F. 1973. Introduction of *Formica obscuripes* into Quebec. *Can. Dept. Agric. Liberation Bull.* 30. p 2.
- Wilkinson, R. C., and Drooz, A. T. 1979. Oviposition fecundity and parasites of *Neodiprion excitans* from Belice Central America. *Environmental Entomology* 8: 501- 505.

Identificación de Parasitoides de Moscas Sierra



Aspecto de una pupa de *Zadiprion falsus* dentro de un cocon (Superior). Pupa (inferior izquierda) y adulto (inferior derecha) de *Hemipenthes jaenickeana* Cd. Madera, Chihuahua.
Foto: Dr. Ernesto González Gaona e Ing. Francisco Bonilla Torres, CONAFOR, Jalisco).

CAPITULO VIII

Identificación de Parasitoides de Moscas Sierra

*Ernesto González Gaona, Martha Patricia España Luna,
Karla Vanessa De Lira Ramos*

De los cocones pueden emerger adultos de moscas sierra, parasitoides o no emerger nada, esto debido a que la pre pupa se murió por desecación o por un entomopatógeno. Cuando se muestrea el suelo de los árboles muy defoliados podemos encontrar puparios de ataques de varios años con o sin agujeros de emergencia.

Se ha observado que los diferentes parasitoides presentan un modo característico de emerger. Las moscas sierra empujan un extremo del pupario ocasionando que se rompa el integumento como un agujero circular de mismo grosor del pupario quedando todo un extremo sin cubierta, y el interior queda vacío (Figura 8.1 a y b).



Figura 8.1. Emergencia de mosca sierra a) apariencia externa de un pupario del cual emergió un adulto de mosca sierra y b) disección de un pupario de *Zadiprion falsus* donde se observa la pupa en su interior. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona (a) e Ing. Francisco Bonilla Torres (b).

En el caso de la emergencia de las moscas Tachinidae se observa en la punta de un extremo una especie de agujero con pedazos del integumento proyectados hacia el exterior, ocasionado por la ruptura de la pared de la pupa por una presión del interior hacia el exterior ya que la mosca para emerger empuja con la cabeza y rompe la pared del pupario. En el interior se observa una pequeña pupa de forma cilíndrica (Figura 8.2. a, b, c y d).

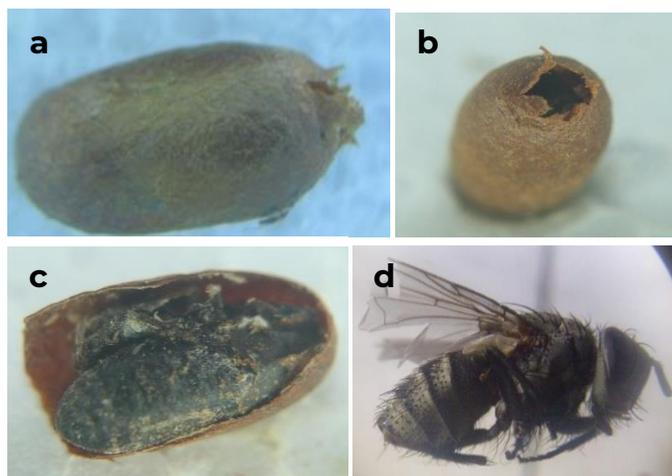


Figura 8.2. Emergencia de moscas Tachinidae de puparios de mosca sierra, a) vista lateral, b) vista superior, c) disección de un pupario y d) adulto de mosca Tachinidae. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona.

La evidencia de la emergencia por avispas parásitas es un agujero de forma circular en un extremo del pupario (Figura 8.3. a, b, c y d) debido a que la avispa tiene un aparato bucal masticador y con sus mandíbulas realiza una perforación en la pared de la pupa. En ocasiones se observan perforaciones circulares en la porción media de la pupa, esto puede ser debido a la emergencia de hiperparasitoides (Figura 8.3. e y f). Cuando al disectar un cocón, en el interior se observa una cápsula de color blanquecino de apariencia algodonosa esto es

indicativo de que la muerte de la larva fue por un hongo entomopatógeno.

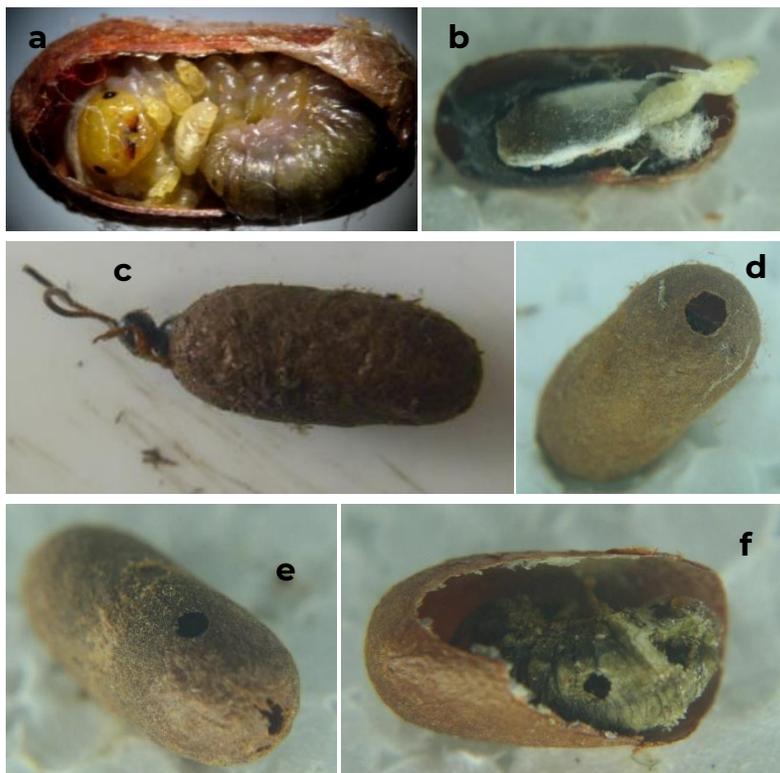


Figura 8.3. Apariencia de cocones después de la emergencia de parasitoides, a) prepupa de *Zadiprion falsus* atacada por una larva de parasitoides, b) disección de un cocón mostrando la pupa de una avispa parasitoides, c) emergencia de una avispa parasitoides de un cocón, d) orificio de emergencia de una avispa parasitoides, e) pupario mostrando dos perforaciones de emergencia indicativo de la presencia de un hiperparasitoides, f) disección de un cocón mostrando la abertura de emergencia desde la larva de la mosca sierra. Fotos: Ing. Francisco Bonilla Torres (a) y Dr. Ernesto González Gaona (b, c, d, e y f).

En el caso de moscas de la familia Bombyliidae la emergencia se observa en un extremo, pero el orificio resultante es con bordes irregulares (Figura 8.4. a) debido a que la pupa de la mosca Bombyliidae presenta dientes o picos esclerosados en la porción anterior con los cuales daña la pared de la pupa de la mosca sierra, una vez en el exterior emerge la mosca parásita por la porción anterior de la cabeza de su pupa (Figura 8.4. b).

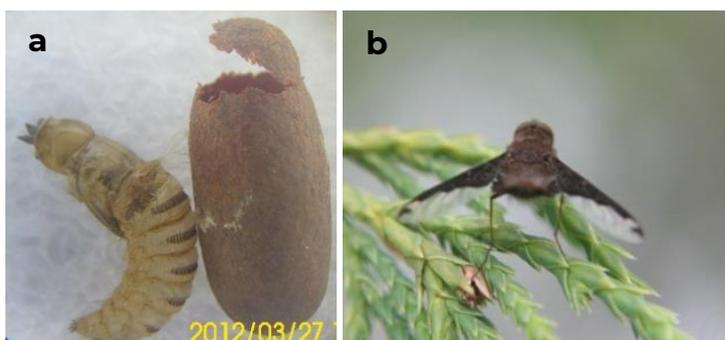


Figura 8.4. Aspecto de un pupario de mosca sierra, cuando emergió un parasitoides de la familia Bombyliidae, a) cocón mostrando los cortes irregulares ocasionados por la pupa del parasitoides y adulto de *Hemipenthes jaenickeana* en cedro blanco en Armadillo de los Infante, San Luis Potosí. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona.

Ichneumonidae

Los Ichneumonidae es la familia de avispas parasíticas con mayor número de especies detectadas en los bosques templado y tropicales; para México se reportan alrededor de 1,000 especies, todos son parasitoides de insectos holometábolos de los órdenes Coleoptera, Diptera, Hymenoptera, Lepidoptera Neuroptera y Tichoptera entre otros. La principal característica para distinguir a los adultos de esta familia es la celda discosubmarginal del ala anterior formada por la fusión de las celdas primera discoidal y submarginal

además de las venaciones del ala anterior donde la radiomediela (rs-m) se origina de la radiela (Rs) después que se divide cerca de la Sc + R (Kasparyan y Ruiz, 2005).

Las subfamilias que atacan moscas sierra son: Rhyssinae, Tryponinae, Adelognathinae, Cryptynae, Ctenopelmatinae y Campopleginae. Los cryptinos ovipositan a través de la pared del cocón o del tejido vegetal, la larva, prepupa o pupa hospedera es picada, lo cual ocasiona que se paralice y el huevecillo es colocado externamente (Kasparyan y Ruiz, 2005).

De los Cryptynae, los miembros de la tribu Hemigasterini son comunes en bosques del norte y boreal, algunos géneros parasitoides de moscas sierra son: *Aptesis*, *Cubocephalus*, *Endasys*, *Pleolophus* y *Oresbius*. Aunque de la región Neotropical y México solo se conocen los géneros *Oxytaenia*, *Platymystax* y *Polytribax*. Mientras que de la tribu Cryptyni los parasitoides más conocidos de estas plagas son: *Agrothereutes abbreviator* Fabricius, *A. lophyri* Norton, y *Caenocryptus oregonensis* Cushman.

De la tribu Phygadeuontini (Figura 8.6. b) los géneros reportados para moscas sierra son: *Endasys* y *Aptesis* (Kasparyan y Ruiz, 2005). En Michoacán se reportó que *Endasys subclavatus* (Say) ocasionó un 10% de mortalidad de prepupas de *Zadiprion falsus* en la meseta Tarasca Michoacán (Cisneros, 1970).

De la subfamilia Ctenopelmatinae se ha registrado el parasitismo de *Lamachus* Förster sobre *Neodiprion omosus* en Toluca Edo de México, las especies detectadas fueron: *L. cushmani* Khalaim et Ruíz-Cancino, sp.n. y *L. toluca* Khalaim et Ruíz-Cancino, sp.n. este género de parasitoides es reportado por primera vez en México y representa el registro más sureño del género en el Nuevo Mundo (Khalaim et al., 2019).

Endasys subclavatus (Say 1835), se le ha detectado asociados a *Gilpinia hercyniae* (Hartig, 1839), *Neodiprion banksiana* Rohwer 1955, *Pristiphora* sp. y *Zadiprion* sp. (Sick kiYu, 2012).

De los Tryphoninae las tribus que tienen representantes de parasitoides de moscas sierra son Tryphonini y Exenterini. En el centro norte de México se detectaron tres especies del género *Exenterus* detectadas en Chihuahua, Jalisco y San Luis Potosí (Figura 8.5. a y b).

Exenterus Harig 1837. Este parasitoides presenta una distribución muy amplia como en el este y oeste de la zona Paleártica, Europa, zonas Neartica y Oriental. Se le ha asociado con las siguientes moscas sierra: *Cephalica abietis* (Linnaeus 1758), *Croesus* spp., *Diprion* spp., *Gilpinia* spp., *Microdiprion pallipes* (Fallen 1808), *Monoctenus* spp, *Monophadrioides geniculatus* (Hartig 1837), *Nematus* spp., *Neodiprion* spp., *Pontaria proxima* (Lepeltier 1823), *Pristiphora* spp. y *Z. towsendi* (Sick kiYu, 2012).

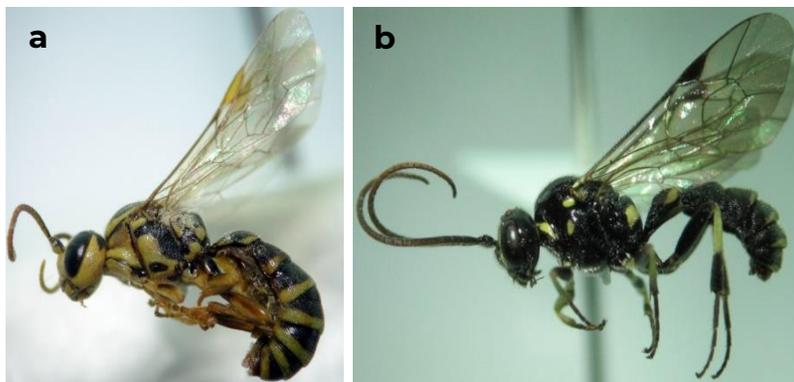


Figura 8.5. Parasitoides del género *Exenterus* en moscas sierra a) detectado en Jalisco sobre *Zadiprion falsus* y b) detectado en San Luis Potosí atacando a *Monoctenus sanchezi*. Fotos: Ing. Adriana Huerta Ramírez.

De los Campopleginae la tribu Campoplegini presenta el género *Olesicampe* que es considerado como el parasitoides más

importante de las moscas sierra en el centro norte de México, como en Aguascalientes, Chihuahua, Durango, Guerrero, Jalisco, Michoacán y San Luis Potosí (Figura 8.6. a).

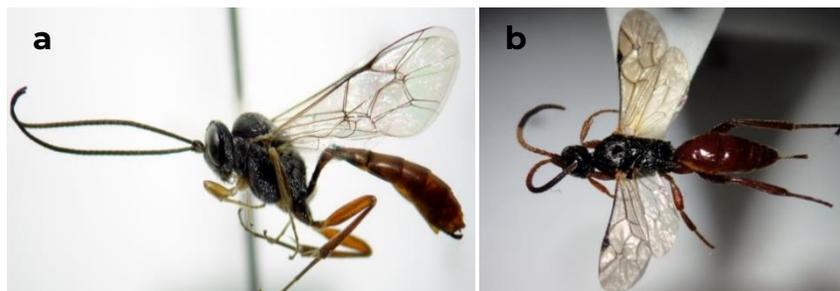


Figura 8.6. Parasitoides de mosca sierra a) *Olesicampe* sp. y b) parasitoides no identificado de la tribu Phygadeuontini. Fotos: Ing. Adriana Huerta Ramírez.

La fluctuación poblacional de los diferentes parasitoides en Durango se muestra en la Figura 8.7, no se observa la presencia de tachinidos debido a que la toma de muestras se realizó después de la emergencia de estos parasitoides.

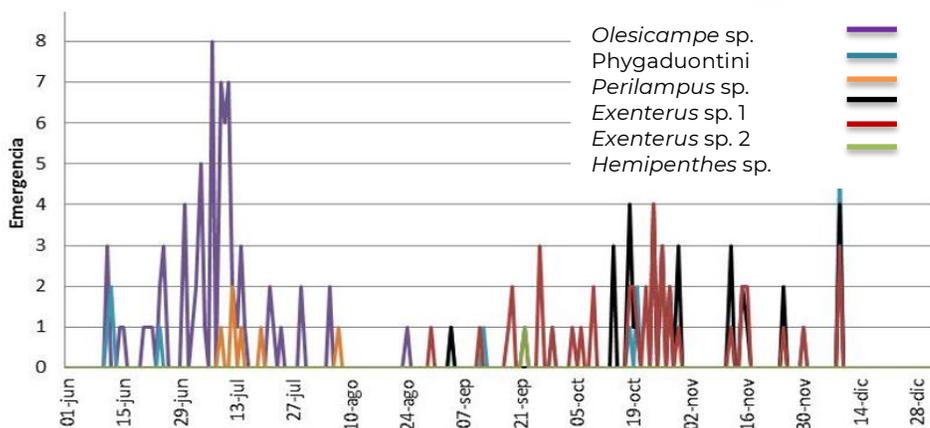


Figura 8.7. Fluctuación poblacional de parasitoides de mosca sierra *Zadiprion falsus* de “El Pachón”, Pueblo Nuevo Durango.

Olesicampe Förster, se le ubica asociado a los siguientes géneros de moscas sierra: *Acantholyda*, *Aglaostigma*, *Allantus*, *Calirpa*, *Cephalcia*, *Cimbex*, *Croesus*, *Diprion*, *Dolerus*, *Gilpinia*, *Heterarthrus*, *Hoplocampa*, *Macrodiprion*, *Microdiprion*, *Nematus*, *Neodiprion*, *Neurotoma*, *Pachyprotasis*, *Pampilius*, *Pikonema*, *Platycampus*, *Pristiphora*, *Pseudoclavellaria*, *Siobla*, *Strongylogaster*, *Tenthredo*, *Trichiocampa*, *Trichiosoma*, y *Zaraea* (Sick KiYu, 2012).

Perilampidae

La familia tiene distribución mundial y son hiperparasitoides de Lepidopteros, Tachinidos e Ichneumonidos o parasitoides de barrenadores de madera (Anobidae y Platypodidae), así como de Curculionidae y menos comúnmente de Hymenoptera (Sphecidae), Orthoptera y Neuroptera (Chysopidae) (Van Noort, 2004). A nivel mundial presenta dos subfamilias Perilampinae con cerca de 200 especies y 25 géneros y Chrysolampine con 25 especies y cinco géneros (Grisell y Schauff, 1990). En la región Neártica se presentan cinco géneros y cerca de 40 especies (Darling, 1997). Los hiperparasitoides pueden alterar el efecto de los parasitoides y ocasionar que la población de la plaga se mantenga en niveles epidémicos. En la Figura 8.8 se muestra la fluctuación poblacional de un brote epidémico de *Monoctenus* y sus parasitoides donde se observa que existe una alta incidencia de *Perilampus*.

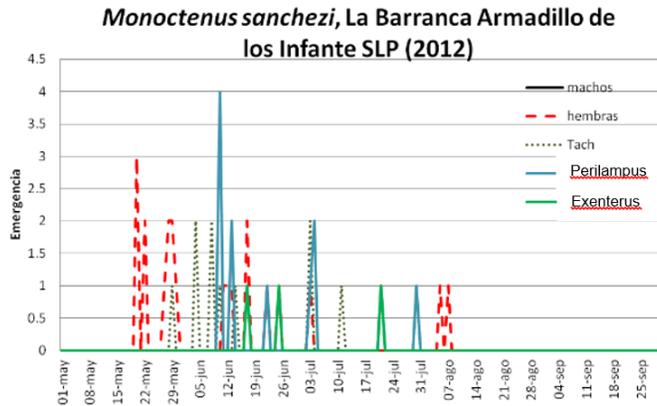


Figura 8.8. Fluctuación poblacional de *Monoctenus sanchezi* y de sus parasitoides en La Barranca, Armadillo de los Infante, San Luis Potosí.

Esta familia se caracteriza porque el cuerpo es corto y característicamente jorobado con el abdomen triangular en vista dorsal y lateral, de color azul-verde metálico, aunque existen especies negras. El tórax presenta numerosas punciones. El abdomen está cubierto por los dos primeros tergitos (Grisell y Schauff, 1990).

De acuerdo a las claves proporcionadas por Darling (1997) el género detectado asociado a las moscas sierra en el centro norte de México es *Perilampus* Latreille (Figura 8.9. a y b). El cuerpo es azul-verde metálico con el tórax arqueado como una joroba con numerosas punciones. Pronoto sin proyecciones. El metasoma es triangular sésil o con un peciolo corto y en caso de que este peciolo sea más largo que ancho entonces presenta una ruga en posición dorsal, los dos primeros tergitos cubren el resto del abdomen razón por la cual se ve liso y brillante. La cabeza presenta “sulcus malar” (proyección endurecida como una quilla en vista lateral entre la zona inferior del ojo y las partes bucales) o en su ausencia la región malar presenta una costa obliqua. Mandíbulas asimétricas, la derecha con tres dientes y la izquierda con dos. Perpectus ancho y triangular casi

tan ancho como el pronoto adyacente al cual esta fusionado. Las alas con venación reducida, presenta una vena marginal no más de tres veces la longitud de la vena estigmal (Darling, 1997).

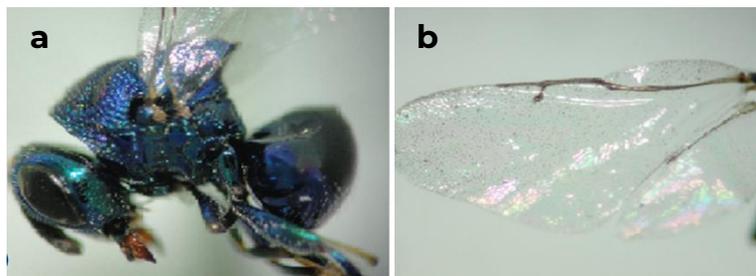


Figura 8.9. Vista lateral de adulto de *Perilampus* sp. a) y acercamiento de la venación del ala b) probable hiperparasitoide de las moscas sierra del Centro Norte de México. Fotos: Ernesto González Gaona.

Thachinidae

Los Tachinidae son una de las familias con más especies dentro de Diptera con casi 10,000 especies descritas a nivel mundial. Los cuales son de hábitos endoparasíticos en insectos y otros artrópodos, cerca de 1,000 especies se han empleado en programas de control biológico de plagas de cultivos y bosques. La mayoría emerge del estado pupal de su hospedero y ninguno es conocido que ataque a pupas o huevos. Los tachinidos necesitan depositar los huevecillos externamente en el hospedero o cerca de ellos y las larvas pequeñas necesitan entrar al cuerpo del hospedero. Son conocidos como Koinobiontes que hacen que el hospedero continúe su desarrollo mientras ellos se desarrollan en su interior, muchas especies son polífagas y se han criado de docenas de hospederos en múltiples familias (Stireman *et al.*, 2006).

Méndez (1983) cita que los ichneumonidos *Lamachus* sp. y *Styloryptus* sp. y el tachinido es *Spathimeigenia mexicana* Aldrich ocasionan un 20.5% de parasitismo sobre *Z. falsus* en Michoacán.

Los tachinidos son los primeros en emerger, después las moscas sierra, le siguen los ichneumonidos y al final las moscas bombyliidae. En el Centro Norte de México se ha detectados dos géneros *Winthemia* y *Chetogena* (Huerta, 2014) (Figura 8.10.a y b), al parecer son parasitoides generalistas que ponen los huevos sobre el follaje de donde las larvas de moscas sierra los consumen.

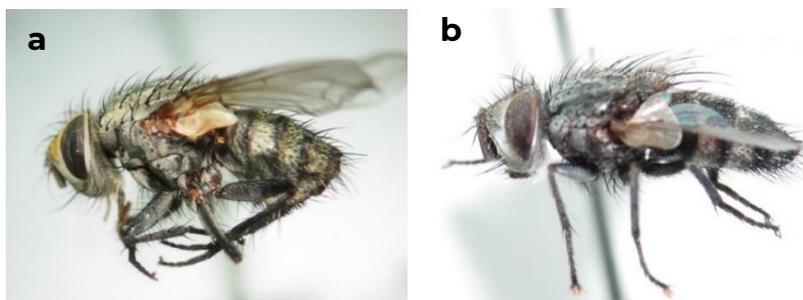


Figura 8.10. Moscas de la familia Tachinidae parasitoides de moscas sierra de los géneros a) *Winthemia* y b) *Chetogena*. Fotos: Adriana Huerta Ramírez.

Bombyllidae

Son moscas de tamaño pequeño a grande con tonos variados y brillantes colores, las alas presentan patrones de color, vena transversa m-cu casi siempre ausente. Probosis a menudo muy larga y ojos sin pelos. Las antenas de uno a cuatro flagelomeros, el primero agrandado el resto formando un estilo, El cuerpo cubierto con pelos delicados y escamas o ambos, el tórax no presenta pelos fuertes o desarrollados, aplanado o jorobado. Las patas delgadas sin pelos excepto en el ápice de las tibias. Abdomen corto y ancho, alargado o

cilíndrico algunas veces cubiertos densamente de pelos o escamas (Hall, 1987).

Se ubican en una gran variedad de hábitats y ecosistemas desde 10 km del Océano Ártico en Canadá hasta el sur de Argentina en la región de la Patagonia en la provincia de la Tierra de Fuego, Antártida e Islas del Atlántico sur. Se les encuentra desde los 3,500 msnm en los montes Himalayas a los 200 m bajo el nivel del mar en las orillas del mar muerto. Se le encuentra en todos los continentes con excepción del Antártico y en muchas islas oceánicas (Kits *et al.*, 2008).

Los adultos son voladores ágiles que se alimentan de polen para desarrollar sus ovarios por lo cual son considerados como los mayores polinizadores de plantas en regiones desérticas. Todas las especies tiene hábitos parasíticos alimentándose de larvas, pupas o ambos de una variedad de especies de lepidópteros, himenópteros, coleópteros, dípteros, neurópteros y también sobre huevos de chapulines (Hall, 1987).

La familia Bombyliidae es representada a nivel mundial por alrededor de 4,500 especies de los cuales el 65% se encuentra en México y EU, el 20% en Centroamérica y 15% en la zona del Caribe. En México existen 10 subfamilias con 46 géneros y 390 especies descritas (Evenhuis y Greathead, 1999).

De acuerdo a las claves de Bombyllidae proporcionadas por Hall (1987) el género que está afectando a las moscas sierra en el centro norte de México es *Hemipenthes*. Las moscas de este género son de 5 a 14 mm con la cara redonda, antenas con flagelomeros subcónicos con la base estrechándose en un estilo apical. Las alas presentan la base con pigmentación que puede ser débil pero no completamente hialina. Tibia anterior lisa, sin pelos con un surco individual de pelos negros en la superficie posterior ventral. Pertenecen a la tribu Villini o subfamilia Anthracinae con 85 especies

distribuidas principalmente en la región Palearctica, Neártica y Neotropical con especies parasitoides o hiperparasitoides de hymenoptera y otros dípteros (Avalos-Hernández, 2009).

La especie detectada fue *Hemipenthes jaennickeana* Osten Saken (Figura 8.11) la descripción de la especie es dada por Avalos-Hernández, 2009, es muy similar a *Hemipenthes sinuosa* Wiedemann y *Hemipenthes blanchardiana* Jaennicke, pero se pueden diferenciar de la primera por la presencia de la vena transversa entre R4 y R2+3 y de la segunda por la pigmentación de la celda r5 que esta pigmentada solo la mitad. *H. jaennickeana* se encuentra ampliamente distribuida en EU (Alabama, Arkansas, Arizona, California, Colorado, Florida, Idaho, Illinois, Kansas, Massachusetts, Michigan, Montana, Nebraska, Nevada, New Jersey, New México, New York, Ohio, Oregon, Texas, Utah y Wyoming) y en México (Aguascalientes, Chiapas, Coahuila, Durango, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, México, Morelos, Nuevo León, Oaxaca, Puebla y Sonora). Con las detecciones de este estudio se pueden agregar los estados de Chihuahua, Jalisco y San Luis Potosí.



Figura 8.11. Adulto de mosca *Hemipenthes jaennickeana* parasitoides de moscas sierra en el centro Norte de México. Fotos: Dr. Ernesto González Gaona.

Mantispidae

En Ixcateopan de Cuauhtémoc, Guerrero en 2017, se observó el parasitismo de Mantispidae sobre pupas de *Monoctenus* sp. (Figura 8.12. a, b y c) (De Lira-Ramos *et al.*, 2019; González *et al.*, 2019), cabe mencionar que esta asociación de parasitismo no se ha registrado en otra región o con otro género de mosca sierra. Los adultos emergidos se clasificaron como *Plega* sp. (Reynoso-Velasco y Contreras-Ramos, 2008). Para la determinación específica se mandaron ejemplares al Dr. Atilano Contreras Ramos y al MC. Adrián Ardila Camacho del Instituto de Biología en la Universidad Autónoma de México (UNAM), Departamento de Zoología. La determinación específica fue *P. spinosa* Ardila, Cancino, Acevedo & Contreras (Ardila-Camacho *et al.*, 2019). Se considera que la época en la cual ocurre el parasitismo de Mantispidae es cuando las larvas de la mosca sierra bajan por el tronco del cedro a formar el cocón en el suelo y las larvas de primer estadio de Mantispidae se adhieren a la larva y ya dentro del cocón se comportan como un ectoparasitoide solitario.

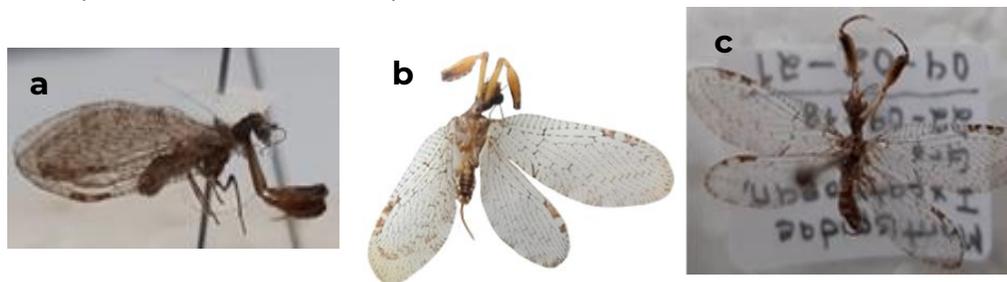


Figura 8.12. Adulto de *Plega spinosa*: a) vista lateral, b) vista dorsal, c) vista dorsal con patas delanteras extendidas. Fotos: Ing. Nidia Araly García González.

Literatura citada

- Ardila-Camacho, A., Cancino-López, RJ, Acevedo, F. y Contreras-Ramos, A. 2019. Cuatro nuevas especies de *Plega* Navás, 1928 (Neuroptera: Mantispidae) de México. *Zootaxa*, 4612 (3), zootaxa-4612.
- Avalos-Hernández, O. 2009. A review of the North American species of *Hemipenthes* Loew 1869 (Diptera: Bombyliidae). *Zootaxa* 2074: 1-49.
- Cisneros, P., S. 1970. Observaciones sobre *Zadiprion vallicola* Rohwer en la meseta Tarasca, Michoacán. SAG -SFF -INIF. México. 14 p.
- Darling, D. C. 1997. Chapter 16. Perilampidae *In*: Gibson, G. A. P., J. T. Huber, J. Bradon, W. 1997. Annotated key to the genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera) NRC, Research Press. pp. 534-540.
- De Lira, R. K. V., González, G. E., Piza, N. E., Rodríguez, C. Y. E. y Gómez, N. J. C. 2019. Fenología de *Monoctenus* sp. (Hymenoptera: Diprionidae) y sus agentes de control natural en Ixcateopan de Cuauhtémoc, Guerrero. *In*: Memorias del XLII Congreso Nacional de la Soc. Mex. Control Biológico. Boca del Rio, Veracruz, México pp. 95-97.
- Evenhuis, N. L., and Greathead D. J. 1999. World catalog of bee flies (Diptera: Bombyliidae), Blachuy Publishers, Leiden 756 p.
- González-Gaona, E., Piza, N. E., De Lira-Ramos, K.V., Gómez, N. J. C., Rodríguez, C. Y. E., y Sánchez, M. G. 2019. Fenología de la mosca sierra (*Monoctenus* sp.) del cedro blanco (*Juniperus flaccida*) en Ixcateopan de Cuauhtémoc, Guerrero. INIFAP. Reuniones Nacionales de Investigación e Innovación Pecuaria Agrícola Forestal y Acuícola Pesquera. X Reunión Nacional Forestal. Chiapas, México. pp. 221-222.

- Grisell, E. E. and M. E. Schauff. 1990. A handbook of the families of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera). Entomol. Soc. Wash. Systematic Entomology Laboratory PSI. Agriculture Research Service USDA. 83 p.
- Hall, J. C. 1987. Bombyliidae. *In*: Manual of Nearctic Diptera Vol 2. J. F. McAlpine (ed) B. V. Peterson, G. E. Shewell, H. J. Teskey, J. R. Vockeroth, D. M. Wood, Biosystematics Research Center. Oatwa, Ontario, Canada. Monograph No 28 p. 589- 602.
- Huerta, R. A. 2014. Parasitoides de la mosca sierra *Neodiprion autumnalis*, *Zadiprion falsus* y *Monoctenus sanchezi* en el Centro Norte de México. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma de Zacatecas. Unidad Académica de Agronomía. 46 p.
- Kasparyan D. R., y E. Ruiz C. 2005. Avispas parasíticas de plagas y otros insectos. Cryptini de México (Hymenoptera: Ichneumonidae: Cryptinae Parte 1. Universidad Autónoma de Tamaulipas. UAM Agronomía y Ciencias. Tamaulipas, México. 287 p.
- Khalaim, A. I., Ruíz-Cancino, E., Coronado-Blanco, J. M., and Castañeda-Vildyzola, Á. 2019. First record of the genus *Lamachus* Förster, 1869 (Hymenoptera: Ctenopelmatinae) from Mexico, with description of two new species. Russian Entomological Journal, 28(2), 169-179.
- Kits, J. H., S. A. Marshall, and N. L. Evenhuis. 2008. The bee flies (Diptera: Bombyliidae) of Ontario with a key to the species of eastern Canada. Canadian Journal of Arthropod Identification No 6: 1-52.
- Méndez, M. T. 1983. Evaluación del ataque de *Zadiprion vallicola* Rohwer (Hymenoptera: Diprionidae) defoliador de pinos, sobre el crecimiento e incremento en diámetro de *Pinus montezumae* Lamb., en la Meseta Tarasca. Tesis Depto. de

- Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. México. 70 p.
- Reynoso-Velasco, D., and Contreras-Ramos, A. 2008. Mantispidae (Neuroptera) of Mexico and key to genera. *Ann Entomol Soc Am.* 101(4):703–712.
- Sick KiYu, D. 2012. Taxapad. Home of Ichneumonoidea-Taxonomy-list of taxa-partners. Disponible en www.taxapad.com/local.php?newwolp=list se consultaron las siguientes *Endasys subclavatus* 90180623; *Exenterus* 90178712; *Olesiocampe* 90179288, el 24 de mayo de 2021.
- Stireman III, J. O., J E. O´Hara, and D. M. Wood. 2006. Tachinidae: Evolution, Behavior and Ecology. *Annual review Entomology* 51: 525 – 555.
- Van Noort, S. 2004. Perlampinae wasps of Africa and Madagascar. *Iziko Museum of South Africa.* En Línea www.waspweb.org/chalcidoidea/Perilampidae/Perilampinae/index.htm. Consultado el 24 de mayo de 2021.

Empleo de Feromonas para el Monitoreo de Moscas Sierra



Zadiprion ojedae afectando *Pinus duranguensis* en "Mesa del Manzano", Ejido de Guachochi, Chihuahua.

(Foto: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos)

CAPITULO IX

Empleo de Feromonas para el Monitoreo de Moscas Sierra

Ernesto González Gaona, Karla Vanessa De Lira Ramos

Los insectos se comunican mediante sonidos y olores químicos. Pueden ser las sustancias volátiles que despiden el hospedero llamadas “alomonas”, mientras que los semioquímicos que despiden los insectos para mandar mensajes a otros de la misma especie son denominados como feromonas (Price, 1984).

Dentro de las feromonas existen las sexuales que tienen como objetivo la búsqueda del sexo opuesto con la finalidad de copular y por lo general se obtienen de hembras vírgenes. Las de marcaje, que sirven para anunciar que el tejido ya está ovipositado en este caso para su aislamiento se emplea parte del tejido dañado. Existen también las de senderos que es común observar en hormigas o las de agregación de machos utilizadas por coleópteros, entre otras (Muñiz-Merino *et al.*, 2014).

Los primeros estudios sobre feromonas sexuales de moscas sierra se realizaron por Coppel y colaboradores (1960) que evaluaron el efecto de hembras vírgenes de *Diprion similis* promediándose capturas de 1,000 machos por hembra virgen encerrada por trampa. Ellos señalan también el caso de una hembra que en las primeras cinco horas de vida atrajo 7,000 machos y después atrajo 1,000 machos por día hasta que murió (Anderbrant, 1993).

Los atrayentes sexuales para *D. similis* y *N. lecontei* fueron caracterizados como propionato en *D. similis* y acetato en *N. lecontei*

del alcohol 3,7 dimetil-2-pentadecanol (Jewett *et al.*, 1976) que se denominó como Diprionol (Kraemer *et al.*, 1981). Esta molécula presenta tres carbonos quirales con ocho posibles isómeros ópticos y no fue hasta 1990 que se sintetizaron mediante cromatografía quiral de gas (Anderbrant, 1993). Las moscas sierra para las cuales se ha determinado la feromona son: *Diprion jigyanensis*, *Diprion nipponica* Rohwer, *D. pini* L., *Macrodiprion nemoralis* Enslin, *Neodiprion dailingensis* Xiao et Zhou, *N. sertifer*, *Cephus cinctus* Norton y *Janus integer* (Keeling *et al.*, 2004).

Para el género *Zadiprion* no existen estudios sobre la detección de volátiles. Dentro de las actividades del proyecto CONAFOR 2010-CO2: 147913 se obtuvieron los volátiles de *Z. falsus* mediante cromatografía de gases que se muestran en la Figura 9.1 y 9.2 y el Cuadro 9.1. En general los aislamientos se caracterizaron por una “baja” colecta de volátiles, considerando que las fibras de SPME en periodos de 5 a 20 min pueden capturar cantidades suficientes de volátiles vegetales y/o de insectos.

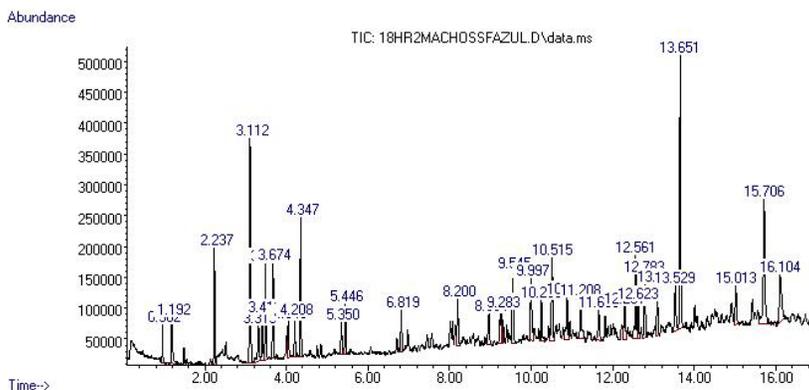


Figura 9.1. Perfil de compuestos de hembras adultas de moscas sierra (*Zadiprion falsus*) aislados mediante la técnica de aireación dinámica. Dos hembras, 18 h de captura de volátiles y fibra azul de poldimetilsiloxano/divinilbenceno.

El compuesto de mayor captura en las hembras fue el Cariofileno (T.R. 9.54 min) que es un conocido volátil “verde”; probablemente producto de la presencia y/o digestión del material vegetal (*Pinus* sp). Hubo presencia de contaminantes (T.R. 13.65 min) probablemente por el uso reiterado de fibras y compuestos como Alcohol fenilo etil, hexadecano o trans-3-pinanon que pueden ser precursores de la feromona o elementos de atracción secundarios (González y Tafoya, 2014).

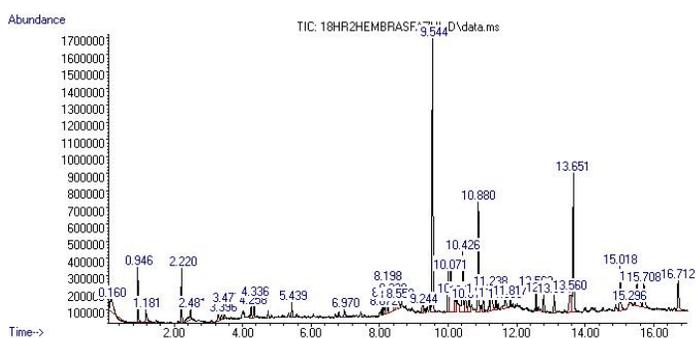


Figura 9.2. Perfil de compuestos de machos adultos de moscas sierra (*Zadiprion falsus*) aislados mediante la técnica de aireación dinámica. Dos machos, 18 h de captura de volátiles y fibra azul de polidimetilsiloxano/divinilbenceno.

Cuadro 1.1. Comparación de compuestos según la biblioteca NIST 98 y tiempos de retención para los aislamientos de machos y hembras de moscas sierra (*Zadiprion falsus*) con la técnica de SPME.

Tiempo de Retención (min)	Compuesto	Hembras	Machos
0.964	Trimetil amina	√	√
2.22	α pineno	√	√
3.11	β pineno		√
3.47	Xileno	√	
4.2	Limoneno		√
4.34	β felandreno		√
6.81	Nonanal		√
8.07	2 etil - 1-Hexanol		√
8.96	trans-3-Pinanon		√
9.28	Hexadecano		√
9.54	Cariofileno	√	√
10.88	Beta cubebano (sintético)	√	
12.29	Ácido heptanoico		√
12.56	Ac. Butanoico butil ester	√	
13.09	Alcohol fenil etil	√	√
13.64	“Benzothiazole” (contaminante)	Compuesto sintético	
15.42	Etanol, 2 fenoxi		√
15.51	Ácido hexadecanoico	√	
15.07	“Morpholine, 4 octadecil (sintético)		√

Empleo de las feromonas

El monitoreo es la forma más común de empleo de las feromonas en el manejo de plagas con la finalidad de responder las preguntas ¿Dónde?, ¿Cuándo? y la ¿cantidad que existe? en una área determinada de la especie bajo estudio o bien estudios sobre la distribución y determinación del rango de dispersión de la especie a nivel regional como se utilizó en *D. similis* para determinar su rango en North Carolina, Virginia y Tennessee (Thomas *et al.*, 1982) o la determinación de la fenología en *N. lecontei* (Wilkinson *et al.*, 1982), *D. pini* y *N. sertifer* (Hertz *et al.*, 2000), *Diprion jingyuanensis* (Zhang *et al.*, 2005).

Otras estrategias del uso de las feromonas es el trampeo masivo empleado para suprimir la densidad de la población residente (Mertins *et al.*, 1975) y como disruptores de la copulación con la finalidad reducir las copulaciones e inseminación exitosa de las hembras (Anderbrant *et al.*, 1998), debido a que los machos no encuentran a las hembras al liberarse altas tasas de liberación de feromona (25 ug/día durante el primer mes) (Mertins *et al.*, 1975; Anderbrant, 1993). Las hembras no fertilizadas pondrán teóricamente huevecillos que darán origen a machos lo cual afecta la densidad de población del siguiente año (Martini *et al.*, 2002).

Respecto a disuasivos se ha observado que las hembras de *Neodiprion fulviceps* no ovipositan en agujas de pino asperjadas con agua de agujas ovipositadas por la misma especie, lo cual es indicativo de una feromona deterrente de la oviposición (Tisdale y Wagner, 1991).

Literatura citada

- Anderbrant, O. 1993. In sawfly life history adaptations to Woody plants. Wagner, M. R. and K. F. Raffa (eds.). Academic Press Inc. New York. pp. 119-54.
- Anderbrant, O., H. E. Hogberg, E. Hedenstrom and J. Lofquist. 1998. Towards the use of pine sawfly pheromones in forest Protection: Evaluation of behavioral antagonist for mating disruption of *Neodiprion sertifer*. In: Proceedings Population Dynamics, Impact and Integrated management of Forest defoliating Insects. M. L. McManus and A. M. Liebhold (eds.) USDA Forest Service. General Technical Report NE-247. pp 53-63.
- Coppel, H. C., Casida, J. E. and Dauterman, W. C. 1960. Evidence for a potent sex attractant in the introduced pine sawfly *Diprion similis* (Hymenoptera: Diprionidae). Ann. Entomol. Soc. Am. 53: 510-512.
- González, G. E., y F. Tafoya, R. 2014. Búsqueda de atrayentes para moscas sierra del género *Zadiprion*. In: Memorias del 14° Seminario de investigación de la Universidad Autónoma de Aguascalientes. pp 69-74. ISSN 1870-4921. URL: https://investigacion.uaa.mx/seminario/memoria_abstracts/14s_seminario/ponencias/m_agro/ERNESTO_GONZALEZ_GAONA_2.pdf
- Hertz, A., W. Heitland, O. Anderbrandt, H. Edlund and 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.
- Jewett, D. M., Matsumura F. and H. C. Coppel. 1976. Sex pheromone specificity in the pine sawflies: Interchange of acid moieties in an ester. Science 192: 51-53.

- Keeling, K. L., E. Plettner, K. N. Slessor. 2004. Hymenopteran semiochemicals. Topics in Current Chemistry. 239: 133-177. doi: 10.1007/b95452.
- Kraemer, M., Coppel, H. C., Matsumura, F., Wilkinson, R. C. and Kikukawua, T. 1981. Filed and electroantennogram responses of the red headed pine sawfly *Neodiprion lecontei* (Fitch) to optical isomers of sawfly sex pheromones. J. Chem. Ecol. 7: 1063-1072.
- Martini, A., N. Baldassari, P. Baronio, o. Anderbrant, E. Hedenstrom, H. Hogberg and G. Rocchetta. 2002. Mating disruption of the pine sawfly *Neodiprion sertifer* (Hymenoptera: Diprionidae) in isolated pine stands. Agricultural and Forest entomology Vol 4: 195-201.
- Mertins, J. W., Coppel, H. C. and Karandinos, M. G. 1975. Potential for suppressing *Diprion similis* (Hymenoptera: Diprionidae) with pheromone trapping: A population model. Res. Popul. Ecol. 17: 77-84.
- Muñiz-Merino, M., J. Cibrian-Tovar, C. Hidalgo-Moreno, N. Bautista-Martínez, H. Vaquera-Huerta, C. Aldama-Aguilera. 2014. Compuestos volátiles atraen al picudo (*Anthonomus eugenii* Cano) del chile (*Capsicum* spp.) y presentan sinergia con su feromona de agregación. Agrociencia 48: 819-832. URL: http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1405-31952014000800005.
- Price, P. W. 1984. Insect Ecology. Third Edition. New York: John Wiley. 874 p.
- Thomas, H. A., Ghent, J. H., and Stone, C. G. 1982. Use of pheromone traps as a new technique in a Large-scale survey of the introduced pine sawfly (Hymenoptera: Diprionidae) Bull. Entomol. Soc. Am. 28: 303-304.

- Tisdale, R. A., and Wagner, M. R. 1991. Oviposition behavior of *Neodiprion fulviceps* (Cresson) (Hymenoptera: Diprionidae) on ponderosa pine. *J. Insect. Beh.* 4:609-617.
- Wilkinson, R. C., Chappelka III, A. H., Kraemer, M. E., Coppel, H. C. and Matsumura, F. 1982. Field response of redheaded pine sawfly *Neodiprion lecontei* males to a synthetic pheromone and virgin female in Florida. *J. Chem Ecol.* 8: 471-476.
- Zhang, Z., H. Wang, G. Chen, O. Anderbrant, Y. Zhang, S. Zhou, E. Hedenstrom and H. E. Hogberg. 2005. Sex pheromone for monitoring flight periods and population densities of the pine sawfly *Diprion jigyanensis* Xiao et Zhang (Hym., Diprionidae). *JEN* 129: 368-374. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0418.2005.00983.368-374>.

Glosario de Términos



Larvas de *Neodiprion omosus* afectando *Pinus strobiformis* en Reserva Ecológica Pancho Poza, Altotonga, Ver.
(Foto: M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos)

CAPITULO X

Glosario de Términos

Karla Vanessa De Lira Ramos, Ernesto González Gaona

Se incluyó este glosario con la finalidad de aclarar algunos términos empleados en el presente escrito que son comunes en el ámbito entomológico pero no para los técnicos que no han obtenido capacitación en este sentido o para el público en general. Se considera que la información vertida en este apartado servirá para el mejor entendimiento de la presente obra.

Para la conformación del glosario se consultaron diversas fuentes: diccionario de la lengua española, libros de Entomología y fuentes digitales.

Acículas. Hoja larga, delgada y puntiaguda, en forma de aguja, las hojas de las coníferas (Free Dictionary, 2021).

Allomonas. Sustancia producida por un organismo que modifica el comportamiento de otra especie y que beneficia al emisor (la flor de una planta libera semioquímicos que atraen a una abeja para la polinización) (Rodríguez, 1998).

Ametabolos. Sin metamorfosis, los inmaduros son semejantes a los adultos (Rodríguez, 1998).

Antacoria. Base de la antena, de las larvas de moscas sierra de donde nacen los segmentos antenales (Wong y Szlabey, 1986).

Autoridad Taxonómica. Especialista en el grupo que describió la especie y publicó el nombre científico, válido internacionalmente de acuerdo al Código de Nomenclatura Zoológica (ICZN, 1999).

Baculovirus. Familia diversa de virus ocluidos que poseen ADN de doble cadena y afectan invertebrados, especialmente insectos y se emplean en el control biológico de plagas inséctiles (Caballero *et al.*, 2001).

Brinzal. Se consideran brinzales a aquellas plantas que alcanzan alturas entre de 0.50-1.30 m y se encuentran en altas densidades en un área pequeña (Glosario Servidor Alicante, 2015).

Ciclo biológico. Serie de fases o estadios de desarrollo por los que atraviesa un organismo a lo largo de su vida y que se repite en forma cíclica (desde su nacimiento hasta la producción de hembras que dan lugar a nuevos individuos) (Diccionario Panhispánico del español jurídico, 2021).

Cohorte. Número de individuos de una misma generación o de la misma edad que se someten a un estudio de sobrevivencia (tabla de vida) o a un bioensayo (Vera *et al.*, 1997).

Coleoptera. Orden de insectos con la boca de tipo mandibulado, con el primer par de alas endurecido (élitros) que se unen en línea recta en la porción media del dorso, usualmente cubren el abdomen protegiendo a las alas membranosas que son funcionales para volar, en forma ventral el abdomen presenta 5 segmentos visibles, los tarsos son de 3-5 segmentos con longitud muy variable 0.4 a 62 mm (White, 1998).

Coníferas. Las coníferas (división Coniferophyta) son gimnospermas, que incluye a las plantas con semillas desnudas, deben su nombre a su principal característica: tienen conos en los que están dispuestos sus órganos reproductores. Por lo general, las

coníferas tienen conos masculinos y femeninos en el mismo individuo, por lo que son monoicas en la mayoría de los casos (Polanco-Zambrano, 2017).

Control biológico. Es cuando el hombre emplea los agentes de control natural para el control de plagas. La acción de parasitoides, depredadores y patógenos para mantener la densidad de otros organismos (huéspedes, presas, plagas, etc) a un nivel más bajo del que ocurriría en su ausencia. Se consideran tres clases: Clásico cuando se introducen enemigos naturales de donde es nativa la plaga exótica, por aumento, cuando se liberan gran cantidad de organismos producidos en laboratorios, por conservación, se realizan prácticas para beneficiar la sobrevivencia de los enemigos naturales (Rodríguez, 1998; Van Driesche *et al.*, 2007).

Control Natural. Que se da en forma natural sin la intervención del hombre, la cadena trófica, el comer y ser comido, que en conjunto con los factores abióticos mantiene la densidad poblacional de las especies fluctuante dentro de ciertos límites superior e inferior de acuerdo a las épocas de escasez y abundancia (Van Driesche *et al.*, 2007).

Crochets. Cada uno de los elementos cuticulares esclerosados, en forma de gancho y dispuestos en filas o círculos en las pseudopatas de las larvas de Lepidoptera. (Triplehorn y Johnson, 2005).

Curculionidae. Coleópteros conocidos como gorgojos o picudos. La principal característica es la presencia de una proyección anterior de la cabeza, denominada rostro, en cuyo ápice se localiza el aparato bucal (Monrrone, 2014).

Defoliación. Caída prematura de las hojas de los árboles y plantas, producida por enfermedad, insectos que afectan la lámina foliar, contaminación ambiental o acción humana (RAE, 2020).

Depredador. Organismo que busca, ataca, mata y consume varias presas durante su ciclo de vida para completar su desarrollo y madurez, tiene este compartamiento tanto en larvas como en adultos (Price, 1984).

Deterrente. Disuasivo, desestimulante. Semioquímico que ocasiona que un organismo se aleje de la fuente de emisión. Se emplea en manejo de plagas para proteger un árbol, un fruto o cualquier porción de la planta que se desee conservar sin ataque (Word Magic, 2021).

Diapausa. Interrupción del desarrollo de ciertos animales (p.e. insectos, osos, ardillas etc), marcada por una disminución de la actividad metabólica debido a que las glándulas endócrinas no producen las hormonas adecuadas. Esta genéticamente programada y año con año se presenta en insectos que viven en climas templados, donde hay una clara alternancia entre estaciones, presentándose condiciones ambientales cíclicas y extremas desfavorables, es inducida en la mayoría de los insectos por el fotoperíodo pocas horas luz y temperaturas bajas inducen la diapausa y cuando esas condiciones se invierten se termina (Ruiz *et al.*, 2013).

Dipteros. Grupo de insectos que solo tiene un par de alas membranosas, que son las anteriores, mientras que las posteriores se transformaron en balancines, o que carecen de alas por adaptación a la vida parasitaria (RAE, 2020).

Ecosistema. Complejo dinámico de comunidades de plantas, animales y microorganismos y el ambiente abiótico con el que interactúan y forman una unidad funcional. Comunidad o tipo de vegetación, entendiendo comunidad como un ensamblaje de poblaciones de especies que ocurren juntas en espacio y tiempo. (Kappelle, 2014).

Ectoparásito. Parásito externo. Aquel parásito que vive sobre el huésped o en cavidades naturales del mismo (Van Driesche *et al.*, 2007).

Endémico. Nivel poblacional de una plaga que está restringido a un área pequeña o el ataque se concentra en árboles dispersos y no varía considerablemente en tamaño de área afectada de un año a otro (Kappelle, 2014). Denota la presencia habitual de una enfermedad o un agente infeccioso en una determinada zona geográfica o grupo de población. La prevalencia habitual de una enfermedad determinada en dicha zona (Fundación IO, 2021).

Endoparásito. Tipo de parásito que se alimenta y desarrolla en el interior del huésped (Van Driesche *et al.*, 2007).

Entomopatógeno. Que es capaz de producir una enfermedad en un insecto.

Epidémico. Nivel de población de una plaga que ocasiona un ataque masivo de árboles en áreas extensas y año con año va incrementando la superficie afectada y es necesario realizar acciones de combate (González y Sánchez, 2018). El incremento significativo de casos en relación a los valores habitualmente observados. Cuando aparece una enfermedad, problema o riesgo para la salud en una zona hasta entonces libre de ella (Fundación IO, 2020).

Eruciforme. Larva con el cuerpo más o menos cilíndrico, con una cabeza bien desarrollada, patas tórnicas y propatas (Triplehorn y Johnson, 2005).

Especie. Grupo de individuos capaces de entrecruzarse y producir descendencia fértil y que en forma natural están aislados reproductivamente de otros grupos (Rodríguez, 1998).

Estadio. Intervalo de tiempo entre dos mudas sucesivas en los insectos inmaduros, que se emplea para definir los estados de

desarrollo de las larvas determinada con base en la anchura de la cápsula cefálica (Ross, 1978).

Estado o etapa de desarrollo. Una forma definida y distintiva en el desarrollo de los insectos, por ejemplo: huevecillo, larva pupa y adulto (Ross, 1955).

Esternito. Esclerito (placa coriácea) ventral de los segmentos abdominales de un insecto (Triplehorn and Johnson, 2005).

Familia. Categoría jerárquica dentro de la clasificación taxonómica básica empleada en la clasificación de los organismos vivos. Constituye la principal división de un orden y está ubicada entre éste y el género. Cada familia está conformada por uno o más géneros relacionados (Kappelle, 2014).

Fenología. Estudio del desarrollo temporal de los fenómenos recurrentes que presentan los animales y plantas durante su crecimiento y su relación con el ambiente. Por ejemplo, emergencia, desarrollo vegetativo, floración, madurez fisiológica, etc (González et al., 2008).

Feromona. Sustancia secretada al exterior por un organismo (emisor) que provoca una reacción específica en otro organismo (receptor)) que es de la misma especie (Rodríguez, 1989).

Fitofágo. Que se alimenta de plantas.

Género. Un grupo de especies estrechamente relacionadas, es el primer nombre del nombre científico es latinizado, capitalizado y cuando se escribe se escribe con cursivas (Triplehorn y Johnson, 2005).

Glandubas. Glándulas picudas con la base engrosada, presentes en grupos en algunas especies de larvas de moscas sierra (Wong y Szlabey, 1986).

Gregarios. Animales que viven en rebaños o manadas (RAE, 2020), en insectos se menciona cuando se encuentran varios individuos de la misma especie alimentándose en un área pequeña.

Hemimetábola. Tipo de metamorfosis incompleta o gradual, en la cual no existe el estado de pupa, los adultos y los inmaduros son muy parecidos y se difencian por el tamaño, presencia de alas, y la capacidad de reproducirse (Triplehorn y Johnson, 2005).

Hemiptera. Orden de insectos que presentan un aparato bucal chupador en forma de pico que puede nacer de la parte frontal de la cabeza (Heteróptera), de atrás de la cabeza (Auchenorrhyncha) y/o de la parte inferior entre las coxas (Sternorrhyncha). Presentan metamorfosis gradual donde los inmaduros se parecen a los adultos. El tipo de alas puede ser membranosas o semielitros (porción endurecida y parte membranosa) (Triplehorn y Johnson, 2005).

Hiperparasitoide. Cualquier grado de parasitismo sobre un parasitoide o parasito primario que afecta el control biológico de una plaga y puede ser facultativo u obligado (Gordh, 1981).

Holometábolos. Grupo de insectos con metamorfosis completa (huevecillo, larva, pupa y adulto) que se caracteriza porque la apariencia de las formas inmaduras son muy diferentes del estado adulto. El estado de pupa es característico de este tipo de metamorfosis (Service, 2012).

Homeotérmico. Organismos que son capaces de regular su temperatura interna independientemente de las condiciones ambientales, llamados de sangre caliente (p.e. los mamíferos) (Álvarez, D.A. sf).

Homoptera. Suborden de los Hemiptera que incluye a las cigarras y a los áfidos. Aparato bucal chupador en forma de pico que se proyecta desde la parte inferior de la cabeza como naciendo de

entre las coxas de las patas delanteras. Con dos pares de alas membranosas, Algunas especies poseen órganos productores de sonido. Presentan metamorfosis gradual, algunas veces completa en los machos de algunas especies de piojos harinosos (Triplehorn y Johnson, 2005).

Hymenoptera. Del griego “hymenion”, membrana y “pteron”, alas. Orden de insectos con dos pares de alas membranosas, las posteriores más cortas, con múltiples celdas y cuatro venas longitudinales, aunque las especies pequeñas casi no presentan venación. En el ala anterior presentan un estigma (porción oscurecida) en la porción media del margen anterior. La base del ala delantera presenta un esclerito pequeño y redondeado (tégula). Usualmente el abdomen esta unido al tórax por una conexión muy angosta. Cabeza prognata, con aparato bucal mandibulado ovipositor de tres valvas algunas veces visible y en algunos grupos se ha desarrollado la presencia de grupos sociales o castas (abejas, avispas y hormigas) (Mason *et al.*, 2006).

Insecto. Artrópodo con el cuerpo dividido en cabeza, tórax y abdomen, con un par de antenas y tres pares de patas articuladas, y que en su mayoría tienen uno o dos pares de alas y sufren metamorfosis durante su desarrollo (Mc Gavin, 2000).

Koinobionte. Grupo de parasitoides que no interrumpen el desarrollo normal del huésped y que se desarrollan en forma interna dentro del mismo (AYNIB, 2021).

Lepidoptero. Mariposas y palomillas, presentan metamorfosis completa, con el aparato bucal en forma de sifón que se enrolla en espiral, presentan cuatro alas membranosas recubiertas de escamas (Triplehorn y Johnson, 2005).

Maculación. Se refiere a patrones de manchas o coloración, características de un individuo.

Masticador. Tipo de aparato bucal con mandíbulas que sirven para masticar o moler los alimentos, típico en saltamontes, escarabajos, termitas, cucarachas y otros, que se alimentan de productos sólidos (Triplehorn y Johnson, 2005).

Metamorfosis. Cambios en la apariencia externa de los diferentes estados de desarrollo de un insecto (p. e. huevecillos, larvas, pupas y adultos). Puede ser gradual o completa o sin cambios (Triplehorn y Johnson, 2005).

Morfoespecie. Cuando se realiza un levantamiento ecológico para determinar las especies asociadas a un ecosistema y se desconoce la identidad del espécimen, pero se observan características morfológicas diferentes entre los individuos recolectados se le asigna un número progresivo y se le denomina como morfoespecie 1 y así sucesivamente, antes de su envío con un especialista para su identificación específica.

Neuróptera. Orden de insectos con cuatro alas membranosas con muchas venas transversas y perpendiculares con aparato bucal masticador, en algunos casos con mandíbulas grandes, antenas delgadas y multisegmentadas con tarsos de cinco segmentos, metamorfosis completa y hábitos depredadores tanto inmaduros como adultos (Triplehorn y Johnson, 2005).

Nombre científico. A nivel de especie son binominales, compuestos por dos palabras: la primera es el nombre genérico con la primera letra mayúscula, y la segunda, el epíteto o nombre específico todas en minúsculas. Cuando se mencionan en escritos técnicos suelen aparecer seguidos por el nombre de una o más "autoridades" (quien[es] primero describieron la especie). Se escriben en cursivas (ICZN, 1999).

Nombre común. Nombre que se emplea a personas, animales o cosas que pertenecen a una misma clase, especie o familia y cuyo

significado expresa sus cualidades o naturaleza (RAE, 2020). Puede variar entre regiones o países.

Parasito. Que vive a expensas de otro y que le causa daño al hospedero, la relación es entre organismos de diferente orden y no matan a hospedero. Por ejemplo, la pulga y el perro (Triplehorn y Johnson, 2005).

Parasitoide. Animal que vive dentro o en el exterior de otro consumiendo la mayoría del hospedero y eventualmente le ocasiona la muerte. Son del mismo orden (p.e. insecto vs insecto (Triplehorn y Johnson, 2005).

Pectinadas. Antenas con procesos laterales semejjando a los dientes de un peine (Triplehorn y Johnson, 2005).

Plantación comercial. Es el establecimiento y manejo de especies forestales en terrenos de uso agropecuario o terrenos que han perdido su vegetación forestal natural (CONAFOR, 2017).

Poiquilotérmicos. Organismos que adoptan la temperatura del ambiente, pues no son capaces de regular su temperatura corporal. Por lo tanto, el clima regula la presencia estacional y el tamaño de sus poblaciones. Se observan tres temperaturas fundamentales: umbral base, óptima y umbral máxima. Cuando la temperatura del ambiente se encuentra por arriba del umbral base, se inicia el desarrollo y se incrementa paulatinamente, con el aumento de la temperatura, hasta alcanzar un valor máximo a un rango de temperaturas que se denominan óptimas. Si sigue ascendiendo por arriba del óptimo, la tasa de desarrollo disminuye hasta alcanzar un valor cero en el umbral máximo. También son conocidos como organismos de sangre fría (insectos, plantas, reptiles, peces) (Ruiz et al., 2013).

Pseudopatas. Falsas patas presentes en la porción ventral de las larvas que ayudan a su desplazamiento (Service, 2012).

Pulvillia. Cada uno de los dos lóbulos laterales de adherencia del pretarso de algunos insectos, situados por debajo de las uñas.

Pupa. Estado de vida de los insectos durante el cual se realiza la transformación de larva a adulto en insectos con metamorfosis completa (Gonzalez *et al.*, 2008).

Quitinizada. Que tiene o esta reforzado con quitina. Polisacárido nitrogenado, presente principalmente en la endocutícula del tegumento de los insectos y responsable de la flexibilidad y extensibilidad del mismo (Larez, 2006).

Oviposición. En los insectos se refiere al acto de depositar los huevecillos en la superficie o dentro de un tejido vegetal (Triplehorn and Johnson, 2005).

Rami. Proyección lateral de los segmentos antenales de un insecto (Smith *et al.*, 2010).

Renuevo. Poblacion de árboles pequeños que son producto de la semilla que han producido los árboles adultos que están a su alrededor, y significan el recambio generacional del rodal. Vastago que produce un árbol después de podarlo (RAE, 2021).

Rodal. Grupo continuo de árboles ssuficientemente uniformes en alguna carcateristica tal como la composición de especies, edad, grosor del fuste, la calidad del sitio o alguna otra que permita distinguirlo como una unidad de manejo (Smith *et al.*, 1997).

Semioquímicos. Sustancia involucrada en la interacción química entre organismos, cuando se produce entre organismos de la

misma especie se denomina como feromonas, mientras que cuando es entre especies diferentes se les llama aleloquímicos (Price, 1984).

Setas. Estructuras como pelos cuya disposición y tamaño pueden servir para diferenciar entre un insecto y otro (Triplehorn and Johnson, 2005).

Sinomonas. Compuesto liberado por una especie que provoca una respuesta en otra especie, pero que resulta favorable para ambos (Whitman, 1988; Price, 1984).

Subdorsal. Ubicación, en la porción superior de un costado de la larva. No se considera como parte de la vista dorsal (Yuasa, 1922).

Tachinidae. Familia de Diptera con hábitos parasíticos con cerca de 8,000 especies descritas a nivel mundial y 1,200 de la región Neártica. Se caracterizan por la presencia de pelos largos en la región meral y el postescutelum bien desarrollado. Con una característica curvatura en la vena media, con cuatro franjas oscuras en el escutum (Wood, 1987).

Tergito. Esclerito dorsal de los segmentos abdominales de un insecto (Triplehorn y Johnson, 2005).

Literatura citada

- Álvarez, D. A. sf. Fisiología de la termorregulación. 25 p. <https://biblioteca.ihatuey.cu/link/libros/veterinaria/ft.pdf>. Consultado el 01 de junio de 2021.
- AYNIB. (2021). All you need is Biology. Koinobiontes. <https://allyouneedisbiology.wordpress.com/tag/insectos-koinobiontes/>. Consultado: 01 de junio de 2021.
- Caballero, P., López-Ferber, M., Williams, T. 2001. Los baculovirus y sus aplicaciones como bioinsecticidas en el control biológico de plagas. Editorial Phytoma. España. Universidad Pública de Navarra. p 517.
- Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (ICZN). 1999. Artículo 5 Principio de la Nomenclatura Binomial. 4ª Edición. Comisión Internacional de Nomenclatura Zoológica. International Trust for Zoological Nomenclature. Natural History Museum. Londres. p. 5 <https://sam.mncn.es/codigo.pdf>. Consultado 16/08/2021.
- Comisión Nacional Forestal (CONAFOR). 2017. <https://www.gob.mx/conafor/documentos/plantaciones-forestales-comerciales-27940#:~:text=Una%20plantaci%C3%B3n%20forestal%20comercial%20es,perdido%20su%20vegetaci%C3%B3n%20forestal%20natural>. Consultado 28 de mayo de 2021.
- Diccionario panhispánico de español jurídico. 2021. Control biológico. <https://dpej.rae.es/lema/ciclo-biol%C3%B3gico>. Consultado el 30 de mayo de 2021.
- Fundación IO, 2020. Endemia, brote, epidemia, pandemia. <https://fundacionio.com/endemia-brote-epidemia-pandemia/> Consultado el 30 de mayo de 2021.

- Glosario Servidor Alicante. 2015. Brinzal. <https://glosarios.servidor-alicante.com/bosques/brinzal>. Consultado el 30 de mayo de 2021.
- González, G. E., G. Sánchez, M., E. Quezada, G. 2008. Determinación, Monitoreo y Contro de la cochinilla Rosada del Hibisco *Maconellicoccus hirsutus* (Green). Libro técnico Num. 5. INIFAP-CIRNOC-Campo Experimental Pabellón, Aguascalientes. pp 104-133.
- González, G. E. y Sánchez, M. G. 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.
- Gordh, G. 1981. The phenomenon of insect hyperparasitism and its taxonomic ocurrence in the insects. *In*: the role of hyperparasitism in biological control: a symposium. Univ. of California, Div. Agric. Sciences pp.10-18.
- Kappelle, M. 2014. Diccionario de la Biodiversidad. Instituto Nacional de Biodiversidad INBio & Cooperación española (AECI). INBio PPress Santo Domingo, 247p. https://birdlist.org/downloads/ecology/Glosario_Kappelle.pdf. Consultado el 27 agosto de 2021.
- Larez, V. C. 2006. Quitina y quitosano: materiales del pasado para el presente y el futuro. *Avances en Química* 1(2):15-21.
- Mason, W. R. M., J. T. Huber. y F. Fernández. 2006. Introducción a los Hymenóptera de la región Neotropical. Universidad Nacional de Colombia. Sociedad Colombiana de Entomología. Bogota. 894 p.

- Mc Gavin, G. C. 2000. Manual de Identificación de insectos, arañas y otros artrópodos terrestres. Dorling Kindersley Book. Version en español Ediciones Omega, Barcelona España. 256 p.
- Morrone, J. J. 2014. Biodiversidad de Curculionoidea (Coleoptera) en México. *Revista mexicana de biodiversidad*, 85, 312-324.
- Polanco-Zambrano, A. 2017. Coníferas: descripción, tipos de coníferas y sus características, Coniferophyta de interés ornamental. *Naturaleza Paradise Sphynx*. <https://naturaleza.paradise-sphynx.com/plantas/coniferas-tipos-caracteristicas.htm>. Consultado el 26 de mayo de 2021.
- Price, P. W. 1984. *Insect Ecology*. Third Edition. New York: John Wiley. 874 p.
- Real Academia Española (RAE). 2020. Defoliación. *Diccionario de la lengua española*. <https://dle.rae.es/defoliaci%C3%B3n>. Consultado el 06 de junio de 2021
- Real Academia Española (RAE). 2020. Díptero. *Diccionario de la lengua española*. <https://dle.rae.es/diptero>. Consultado el 06 de junio de 2021
- Real Academia Española (RAE). 2020. Gregario. *Diccionario de la lengua española*. <https://dle.rae.es/gregario?m=form>. Consultado el 26 de mayo de 2021.
- Real Academia Española (RAE). 2020. Nombre comun. *Diccionario de la lengua española*. <https://dle.rae.es/nombre#EX7CpVJ>. Consultado el 26 de mayo de 2021.
- Real Academia Española (RAE). 2020. Renuevo. *Diccionario de la lengua española*. <https://dle.rae.es/?w=renuevo>. Consultado el 06 de junio de 2021.

- Rodríguez, del B. L. A. 1998. Glosario de Control biológico. Capítulo 15. *In: IX Curso Nacional de Control Biológico*. Rodríguez, del B. L. A. y J. L. Leyva, V. (eds.). Sociedad Mexicana de Control Biológico. pp 143-155.
- Ross, H. H. 1955. The taxonomy and Evolution of the Sawfly Genus *Neodiprion*. *Forest Science* vol 1(3): 196- 209.
- Ruiz, C. J. A., E. B. Mosqueda, G. Ramírez, O., A. D. Báez, G., M. Alvarez, C., J. L. Ramos, G., U. Nava, C. y K. F. Byerly, M. 2013. Plagas de importancia económica en México. Aspectos de su Biología y Ecología. Libro Técnico Núm. 2. INIFAP-CIRPAC-Campo Experimental Centro Altos de Jalisco. México. 447 p.
- Service, M. 2012. *Medical Entomology for students*. Fifth Edition. Cambridge University Press. New York 303 p.
- Smith, D. M., B. C. Larson, M. J. Kelly and P. M. S. Ashton, 1997. *The practice of Silviculture: Applied forest ecology*. New York, John Wiley. 537 p.
- Smith, R. D., G. Sánchez-Martínez, and 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
- Triplehorn, C. A., and N. F. Johnson. 2005. *Borror and DeLong's Introduction to the study of insects*. Seventh Edition. Brooks/hole Thomson Learning Belmont Ca.USA 779-797.
- Van Driesche, R. G., M. S. Hoddle and T. D. Center. 2007. Control de plagas y malezas por enemigos naturales. Traducción al español E. Ruiz, C., J. Blanca, C., J. M. Álvarez. USDA, US Forest Service, Forest Health Technology Enterprise Team. FHTET-2007-02. 751 p.

- Vera, G. J., V. M. Pinto, J. López, C. 1997. Tema III. Tablas de Vida y Fertilidad. *In*: Ecología de Poblaciones de Insectos. Primera edición. Universidad Autónoma Chapingo. México. pp 32-68.
- White, R. E. 1998. Beetles of North America. Peterson Field Guide. National Audubon Society. National Wildlife Federation and Roger Tory Peterson Institute. 384 p. ISBN 0-395-91089-7.
- Wong, H. R. and Szlabey D. L. 1986. Larvae of the North American Genera of Diprionidae (Hymenoptera: Symphyta). *Can Ent* 118: 577- 587.
- Wood, D. M. 1987. Tachinidae. *In*: Manual of Nearctic Diptera volumen 2, Mc Alpine (ed.), B.V. Peterson, G. E. Shewell, H. J. Teskey, J. R. Vockeroth, D. M. Wood. Monograph No 28. Biosystematic Research Center. Agriculture Canada. pp 1193- 1269.
- Word Magic. 2021. Deterrente. [Word magic soft.com/diccionario/en-es/deterrente.php](http://wordmagicsoft.com/diccionario/en-es/deterrente.php). Consultado el 26 de agosto de 2021.
- Whitman, D. W. 1988. Allelochemical interactions among plants, herbivores, and their predators. *In*: P. Barbosa and D. K. Letorneau (eds.). Novel aspects of insect-plant interactions. John Wiley & Sons. New York. pp. 11-64.
- Yuasa, H. 1922. A classification of the larvae of the Tenthredinoidea. Thesis Doctor in Philosophy in Entomology. University of Illinois Press. Illinois Biological Monographs. Vol. VII (4) 208 p.

Agradecimientos

Esta publicación es un entregable de los proyectos CONAFOR 2017 CO2 núm. 291304 y CONAFOR 2010-CO2: 147913, por lo cual se agradece al fondo Sectorial CONACYT-CONAFOR por el apoyo económico otorgado. Así mismo se agradece al INIFAP por el financiamiento del proyecto 2010-PRECI 1447383F.

Se agradece a los enlaces de Sanidad de la CONAFOR, por el apoyo técnico en los recorridos y recolectas en campo de material biológico de mosca sierra: en Aguascalientes al Ing. Francisco Javier Díaz Martínez, en Chihuahua, al Biol. Juan Antonio Olivo Martínez, en Guerrero al Ing. Juan Carlos Gómez Nuñez, en Jalisco al Ing. Fransisco Bonilla Torres, en Coahuila al Ing. Erick Ricardo Covarrubias A., en Durango al Ing. José Luis Aguilar Vitela, en Oaxaca al Ing. Hugo Cesar Cruz Martínez e Ing. Maximino Josué Cruz López, en Veracruz al Ing. David Machuca Pérez y Eleut Arturo Mora Guevara, en Hidalgo al Ing. Eduardo Vargas Solís, en Baja California a la L.C.A. Luisa Andrea Hernández Morales y en Guanajuato a la Biol. Magda Vianey Nava Navarrete.

Se agradece también a los productores Ovidio Macgru López de Moris, Chihuahua, por permitir realizar muestreos en sus predios y el apoyo durante las visitas.

A los Prestadores de Servicios Profesionales, Hugo Enrique Borja Nava, Estefania Gisel Piza Gómez y Yahaira Elizabeth Rodríguez Cruz, por su apoyo en campo y laboratorio.

A la Universidad Tecnológica de la Tarahumara, por facilitar el acceso a sus instalaciones para impartir cursos a estudiantes, técnicos y productores del sector forestal, así como el promover la estancia de estudiantes en Aguascalientes para su capacitación en el aspecto de identificación y manejo de mosca sierra.

A los estudiantes Ángel Arnoldo Rubio Aguirre, por la realización de los mapas de distribución geográfica de las especies de mosca sierra de coníferas presentes en los bosques de clima templado de México; Ivan Ulises Silva Nolazco por la toma y procesado de fotografías de larvas de moscas sierra para la clave taxonómica; Nidia Araly García González por la identificación del parasitoide de la familia Mantispidae asociado a *Monoctenus* sp., así como la toma de fotografías del mismo; Oscar Armando Mancinas Carrillo por la toma y procesado de fotografías de adultos de moscas sierra; Anai Márquez Muñoz por el análisis e identificación de parasitoides de la familia Tachinidae asociados a moscas sierra.

A la Ing. Forestal, María del Rocío Hernández Ramírez, Guardaparque, en la Reserva Natural Estatal Sierra de Zapalinamé, en Saltillo, Coahuila, por su apoyo en la recolecta de material biológico de *Zadiprion rohweri*.

Se agradecen las facilidades del H. Ayuntamiento de Ixcateopan de Cuauhtémoc, Guerrero, y a los regidores de Ecología: Víctor Leyva Guerrero, María Dolores Bustamante Cirilo y Severino Alonso Giles.

Al personal del Área de Protección de Flora y Fauna Campo Verde, en Madera, Chihuahua, México, por permitirnos realizar las recolectas, especial atención a: Alejandro Gómez Nisino, Ana Adeliz Rascón Mendoza, Javier Eduardo Beltrán Erives, Juan Diego Carrillo Contreras y Aracely Duarte Olivas, por ser los guías y por su apoyo en las recolectas de insectos.

Al personal del Cuartel Militar destacamentado en Chiapas, así como a al Colegio de Estudios Científicos y Tecnológicos de Chiapas por permitirnos recolectar muestras y desarrollar cursos de capacitación dentro de sus instalaciones.

A los especialistas en la identificación de ejemplares de la familia Mantispidae, Dr. Adrián Ardila Camacho y Dr. Atilano Ramos

Contreras de la UNAM, por su apoyo en la identificación específica y elaboración de manuscritos de los mismos.

Comité Editorial del CIRNOC

M.C. Yasmin Ileana Chew Madinaveitia
Dr. Esteban Osuna Ceja
Dr. Julio César Ríos Saucedo
Dr. Pedro Jurado Guerra
Dra. Blanca I. Sánchez Toledano
Dr. Luis Antonio Díaz García
M.C. María Gabriela Ramírez Valadez

Comité Editorial del CEPAB

Dr. Luis Antonio Díaz García
Dr. Arturo Corrales Suastegui
Dr. Omar Iván Santana
Dr. Miguel Ángel González González

Revisión técnica:

Dr. Víctor Javier Arriola Padilla
Bíol. José Francisco Resendíz Martínez

Diseño y fotografía

Dr. Ernesto González Gaona
M.C. Karla Vanessa De Lira Ramos

Código INIFAP:

MX-0-310606-44-02-10-06-09

Publicación Electrónica disponible en
la biblioteca digital del INIFAP:

https://vun.inifap.gob.mx/BibliotecaWeb/_Content
www.gob.mx/inifap



Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias

Centros Nacionales de Investigación Disciplinaria, Centros de Investigación Regional y Campos Experimentales



Campo Experimental Pabellón

Dr. Alfonso Peña Ramos Director de Coordinación y Vinculación

Personal investigador

Dra. Alma Delia Báez González Agrometeorología y Modelaje
M.I.T.C. Mario Primitivo Narváez Mendoza Agrometeorología y Modelaje
Dr. Miguel Ángel González González Agrometeorología y Modelaje
Dr. Víctor Manuel Rodríguez Moreno Agrometeorología y Modelaje
Dr. Arturo Corrales Suastegui Agrometeorología y Modelaje
M. C. Luis Antonio González Jasso Agrometeorología y Modelaje
Dr. Omar Ivan Santana Bovinos leche y forrajes
Dr. Esteban Salvador Osuna Ceja Fertilidad de Suelos y Nutrición Vegetal
M. C. Sergio Arellano Arciniega Frijol
Dr. José Saúl Padilla Ramírez Frutales
Dr. Luis Antonio Díaz García Frutales
Dr. Manuel Antonio Galindo Reyes Frutales
M. C. Luis Martín Macías Valdez Hortalizas
M. C. Luis Humberto Maciel Pérez Ingeniería de Riego
M. Sc. Arturo Cruz Vázquez Mecanización
M. C. Carlos Rojas Santillán Mecanización
M. C. Ernesto Martínez Reyes Mecanización
M. C. Raúl Vidal García Hernández Mecanización
M. C. Karla Vanessa De Lira Ramos Sanidad Forestal y Agrícola
Dr. Ernesto González Gaona Sanidad Forestal y Agrícola
Dr. Guillermo Sánchez Martínez Sanidad Forestal y Agrícola
Dr. Rodolfo Velásquez Valle Sanidad Forestal y Agrícola
M. C. Erick Baltazar Brenes Socioeconomía
Dra. Mercedes Borja Bravo Socioeconomía

www.inifap.gob.mx

Las moscas sierra (Hymenoptera: Diprionidae) son insectos de gran importancia forestal debido a que provocan defoliaciones en grandes extensiones de bosques de clima templado afectando *Pinus* spp., *Abies* spp., *Juniperus* spp., *Pseudotsuga* sp., y *Picea* sp. En México, este grupo de insectos retomó importancia en los últimos 20 años. A causa de esto, la Comisión Nacional Forestal a través de la gerencia de Sanidad Forestal atendió varios brotes epidémicos en Chihuahua, Durango, Michoacán, Jalisco, Guanajuato, Guerrero y Oaxaca, involucrando los géneros de *Neodiprion*, *Zadiprion* y *Monoctenus*. Debido a lo errático de sus poblaciones epidémicas, se desconocen muchos aspectos de su biología, taxonomía y estrategias de manejo. Con el fin de subsanar la desinformación en estos aspectos, se estableció el proyecto CONACYT-CONAFOR 2017-CO2 NUM: 291304, dentro de los entregables se encuentra la presente obra que muestra la situación actual de moscas sierra sobre su taxonomía, fenología, distribución y manejo. Esperando que esta obra sirva como una fuente de consulta y apoye en la toma de decisiones para los técnicos, investigadores y productores del área forestal.