

Tópicos de investigación agropecuaria con enfoque sustentable en México

Volumen II

Ernesto González Gaona
Ignacio Orona Castillo
Urbano Nava Camberos
Manuel Fortis Hernández
Lucila Perales-Aguilar
Compiladores



Pantanal Editora

2026

Ernesto González Gaona
Ignacio Orona Castillo
Urbano Nava Camberos
Manuel Fortis Hernández
Lucila Perales-Aguilar
Compiladores

**Tópicos de investigación
agropecuaria con enfoque sustentable
en México - Volumen II**



Pantanal Editora

2026

Copyright© Pantanal Editora

Editor Jefe: Dr. Alan Mario Zuffo

Editores Ejecutivos: Dr. Jorge González Aguilera y Dr. Bruno Rodrigues de Oliveira

Diseño: El editor. **Diseño y arte:** el editor. Imágenes de portada y contraportada: José Mario. **Reseña:** Autor(es), organizador(es) y editor.

Consejo editorial

Grado académico y nombre

Prof. Dr. Adaylson Wagner Sousa de Vasconcelos
Profa. MSc. Adriana Flávia Neu
Profa. Dra. Albys Ferrer Dubois
Prof. Dr. Antonio Gasparetto Júnior
Profa. MSc. Aris Verdecia Peña
Profa. Arisleidis Chapman Verdecia
Prof. Dr. Arinaldo Pereira da Silva
Prof. Dr. Bruno Gomes de Araújo
Prof. Dr. Caio Cesar Enside de Abreu
Prof. Dr. Carlos Nick
Prof. Dr. Claudio Silveira Maia
Prof. Dr. Cleberton Correia Santos
Prof. Dr. Cristiano Pereira da Silva
Profa. Ma. Dayse Rodrigues dos Santos
Prof. MSc. David Chacon Alvarez
Prof. Dr. Denis Silva Nogueira
Profa. Dra. Denise Silva Nogueira
Profa. Dra. Dennyura Oliveira Galvão
Prof. Dr. Elias Rocha Gonçalves
Prof. Me. Ernane Rosa Martins
Prof. Dr. Fábio Steiner
Prof. Dr. Fabiano dos Santos Souza
Prof. Dr. Gabriel Andres Tafur Gomez
Prof. Dr. Hebert Hernán Soto Gonzáles
Prof. Dr. Hudson do Vale de Oliveira
Prof. MSc. Javier Revilla Armesto
Prof. MSc. João Camilo Sevilla
Prof. Dr. José Luis Soto Gonzales
Prof. Dr. Julio Cezar Uzinski
Prof. MSc. Lucas R. Oliveira
Prof. Dr. Luciano Façanha Marques
Profa. Dra. Keyla Christina Almeida Portela
Prof. Dr. Leandro Argentel-Martínez
Profa. MSc. Lidiene Jaqueline de Souza Costa Marchesan
Prof. Dr. Marco Aurélio Kistemann
Prof. MSc. Marcos Pisarski Júnior
Prof. Dr. Marcos Pereira dos Santos
Prof. Dr. Mario Rodrigo Esparza Mantilla
Profa. MSc. Mary Jose Almeida Pereira
Profa. MSc. Núbia Flávia Oliveira Mendes
Profa. MSc. Nila Luciana Vilhena Madureira
Profa. Dra. Patrícia Maurer
Profa. Dra. Queila Pahim da Silva
Prof. Dr. Rafael Chapman Auty
Prof. Dr. Rafael Felipe Ratke
Prof. Dr. Raphael Reis da Silva
Prof. Dr. Renato Jaqueto Goes
Prof. Dr. Ricardo Alves de Araújo (*In Memoriam*)
Profa. Dra. Sylvana Karla da Silva de Lemos Santos
Prof. Dr. Tayronne de Almeida Rodrigues
Prof. Dr. Ugur Azizoglu
Prof. Dr. Wéverson Lima Fonseca
Prof. MSc. Wesclen Vilar Nogueira
Profa. Dra. Yilan Fung Boix
Prof. Dr. Willian Douglas Guilherme

Institución

OAB/PB
Mun. Faxinal Soturno e Tupanciretã
UO (Cuba)
IF SUDESTE MG
Facultad de Medicina (Cuba)
ISCM (Cuba)
UFESSPA
UEA
UNEMAT
UFV
AJES
UFGD
UEMS
IFPA
UNICENTRO
IFMT
UFMG
URCA
ISEPAM-FAETEC
IFG
UEMS
UFF
(Colômbia)
UNAM (Peru)
IFRR
UCG (México)
Rede Municipal de Niterói (RJ)
UNMSM (Peru)
UFMT
SED Mato Grosso do Sul
UEMA
IFPR
Tec-NM (México)
Consultório em Santa Maria
UFJF
UEG
FAQ
UNAM (Peru)
SEDUC/PA
IFB
IFPA
UNIPAMPA
IFB
UO (Cuba)
UFMS
UFPI
UFG
UEMA
IFB
Sec. Mun. de Educação, Cultura e Tecnologia de Araripe
Universidade Kayseri, Türkiye
UFPI
FURG
UO (Cuba)
UFT

Consejo Científico Técnico
- Esp. Joacir Mário Zuffo Júnior
- Esp. Maurício Amormino Júnior
- Lda. Rosalina Eufrausino Lustosa Zuffo

Hoja de catálogo

Catalogación en publicación
Elaborada por Bibliotecária Janaina Ramos – CRB-8/9166

T674

Tópicos de investigación agropecuaria con enfoque sustentable en México - Volumen II / Organización de Ernesto González Gaona, Ignacio Orona Castillo, Urbano Nava Camberos, et al. – Nova Xavantina-MT: Pantanal, 2026. 137p.

Otros compiladores: Manuel Fortis Hernández, Lucila Perales-Aguilar.

Livro em PDF

ISBN 978-65-85756-77-8

DOI <https://doi.org/10.46420/9786585756778>

1. Agricultura sostenible. 2. Control biológico. 3. Enfermedades de las plantas. I. Gaona, Ernesto González (Organização). II. Castillo, Ignacio Orona (Organização). III. Camberos, Urbano Nava (Organização). IV. Título.

CDD 630.72

Índice del catálogo sistemático

I. Agricultura sostenible



Nuestros libros electrónicos son gratuitos y se permite el acceso público, la descarga y el intercambio, pero solicitamos que se dé el debido crédito a Pantanal Editora y también a los organizadores y autores. Sin embargo, no se permite el uso de libros electrónicos con fines comerciales, salvo autorización expresa de los autores y acuerdo de Pantanal Editora.

Pantanal Editora

Rua Abaete, 83, Sala B, Centro. CEP: 78690-000.
Nova Xavantina – Mato Grosso – Brasil.
Telefone (66) 99682-4165 (Whatsapp).
<https://www.editorapantanal.com.br>
contato@editorapantanal.com.br

En la actualidad, la agricultura enfrenta el desafío crítico de garantizar la seguridad alimentaria mientras preserva la integridad de los ecosistemas. La dependencia histórica de agroquímicos sintéticos ha generado problemas de resistencia en plagas, degradación de suelos y riesgos para la salud pública. En este contexto, la presente obra compila estrategias avanzadas para el manejo sustentable y orgánico, enfocándose en alternativas biológicas y culturales que fortalecen la resiliencia de los sistemas agropecuarios.

Uno de los pilares fundamentales de este volumen es el manejo de enfermedades complejas, como la "escoba de bruja" en el cultivo de mango (*Mangifera indica* L.). Este patógeno representa una de las mayores limitantes en la producción frutícola mundial, exigiendo la implementación de alternativas que minimicen el impacto ambiental sin comprometer la productividad. Asimismo, se aborda el control alternativo en cultivos de alto valor comercial, como el guayabo (*Psidium guajava* L.) en regiones emblemáticas como Calvillo, Aguascalientes, donde la integración de métodos físicos, biológicos y culturales es vital para enfrentar plagas y enfermedades de manera sistémica.

La obra profundiza también en el control biológico por conservación, destacando el manejo de la mosquita blanca (*Bemisia tabaci*) en el algodónero. Este enfoque prioriza el aprovechamiento de los enemigos naturales ya presentes en el agroecosistema, reduciendo la necesidad de intervenciones químicas y fomentando un equilibrio ecológico duradero. Por otro lado, la visión de salud integral se extiende al sector pecuario, analizando estrategias para el control de moscas en los establos. Este manejo es crucial no solo por el bienestar animal, sino por su impacto directo en la higiene y sanidad de las unidades de producción láctea y cárnica.

A través de estos capítulos, el lector encontrará un compendio de investigaciones y aplicaciones prácticas que demuestran que es posible transitar hacia un modelo de producción orgánica. El objetivo es proporcionar herramientas técnicas y científicas que permitan a productores, académicos y técnicos agrícolas implementar soluciones eficaces, económicamente viables y, sobre todo, respetuosas con el medio ambiente.

Los autores

Prólogo.....	4
Capítulo I.....	6
Control Alternativo de Plagas y Enfermedades del Guayabo en Calvillo, Aguascalientes	6
Capítulo II	23
Manejo de escoba de bruja en <i>Mangifera indica</i> L. con alternativas sustentables	23
Capítulo III.....	46
Control Biológico de Pulgones del Nogal Pecanero	46
Capítulo IV	67
Control Biológico por Conservación de la Mosquita Blanca, <i>Bemisia tabaci</i> (Hemiptera: Aleyrodidae) en Algodonero.....	67
Capítulo V.....	96
Estrategias para el Control de Moscas en los Establos.....	96
Capítulo VI	114
Estudios toxicológicos de plaguicidas piretroides en especies no objeto de control	114
Índice	135
Los compiladores	136

Control Alternativo de Plagas y Enfermedades del Guayabo en Calvillo, Aguascalientes

Alternative Control of Pests and Diseases of Guayaba in Calvillo, Aguascalientes

Recibida em: 07/11/2025

Aprobado em: 07/03/2026

 10.46420/9786585756778cap1

Ernesto González-Gaona¹ 

Roberto Sánchez-Lucio² 

Karla Vanessa De Lira-Ramos¹ 

Miguel Ángel Gallegos-Robles^{2†} 

Catarino Perales-Segovia³ 

Olga Lidia Rivera-Dávila⁴ 

Lucila Perales-Aguilar⁵ 



RESUMEN

El guayabo es una mirtácea americana que se cultiva en zonas tropicales. En la República Mexicana se le ubica en 22 entidades, aunque los de mayor importancia son Michoacán, Aguascalientes y Zacatecas con

¹ Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas, y Pecuarias, Campo Experimental Pabellón, Pabellón de Arteaga, Aguascalientes CP. 20660, México.

² Programa Institucional de Doctorado en Ciencias Agropecuarias y Forestales, Universidad Juárez del Estado de Durango, Gómez Palacio, Durango CP 35111, México.

³ Tecnológico Nacional de México/ Instituto Tecnológico El Llano Aguascalientes (ITEL), México.

⁴ Universidad Autónoma de Aguascalientes, México.

⁵ Tecnológico Nacional de México/ Instituto Tecnológico de Pabellón de Arteaga (ITPA), Carretera a la estación de Rincón Km 1 CP 20670, Pabellón de Arteaga, Ags., México.

† Autor para correspondencia: garoma64@hotmail.com

cerca del 90% de la superficie. Los principales problemas parasitológicos son el picudo de la guayaba, moscas de la fruta, temolillo y nematodos noduladores del género *Meloidogyne*, clavo de la guayaba y peca. La principal estrategia de combate se basa en el empleo de productos de síntesis química. Se presentan estrategias de manejo alternativo que han mostrado ser eficaces y que se han evaluado en la zona productora de Calvillo, Aguascalientes.

Palabras clave: *Conotrachelus dimidiatus*, *Cyclocephala lunulata*, *Meloidogyne incognita*, *Pestalotiopsis clavispora*.

SUMMARY

Guava is an American mirtaceae that is grown in tropical areas. In the Mexican Republic it is located in 22 entities, although the most important are Michoacán, Aguascalientes and Zacatecas with close to 90% of the surface. The main parasitological problems are the guava weevil, fruit flies, “temolillo” and root knot nematodes of the genus *Meloidogyne*, guava clove and freckle. The main combat strategy is based on the use of chemical synthesis products. Alternative management strategies are presented that have been shown to be effective and that have been evaluated in the producing area of Calvillo, Aguascalientes.

Index words: *Conotrachelus dimidiatus*, *Cyclocephala lunulata*, *Meloidogyne incognita*, *Pestalotiopsis clavispora*,

INTRODUCCIÓN

El guayabo (*Psidium guajava* L.) es una Myrtácea, con origen en el trópico americano, donde se le encuentra en estado silvestre y cultivada. Fernández de Oviedo la describió en 1526 y señala que se encuentra en la mayor parte de América Tropical (González et al., 2003). Existe controversia en cuanto al sitio de origen, algunos señalan que pudiera ser entre México y el Perú (Mata; Rodríguez, 1985). En el trópico americano se encuentran más de 140 especies del género *Psidium* y los árboles de guayaba crecen en forma silvestre desde el sureste de México, Centroamérica y el Perú (Bourke, 1975 citado por Nieto, 1996).

En la actualidad el guayabo, se cultiva en más de 60 países entre los que destacan India (45%), Pakistán (9.8%), Brasil (5.7%), Tailandia (6%) y México (5.3%) (NHB, 2014), reportándose producción comercial en: Brasil, Cuba, Colombia, Las Antillas, Venezuela, Jamaica, Estados Unidos (Hawai y Costa Rica), Egipto, Sudáfrica, Australia, Filipinas, Tailandia e Indonesia (Negi; Rajan, 2005), aunque también es importante la explotación de rodales silvestres; p.e. Colombia, donde hay más de 10 millones de árboles silvestres en 33 mil ha (Ríos et al., 1968) o Hawai, donde se procesan 5 a 6 millones de libras de guayaba (Bullock, 1973).

En la República Mexicana se le cultiva en 22 estados con una superficie aproximada de 23 mil ha; sin embargo, los de mayor superficie, productividad y tecnificación son: Michoacán, Aguascalientes y Zacatecas con 9, 7 y 5 mil ha respectivamente. La media de producción nacional se ubica en 8 ton ha⁻¹ con los mayores rendimientos en Calvillo, Aguascalientes con 15.7 ton ha⁻¹ (Padilla et al., 2007). Es

considerado como uno de los 12 frutales de mayor importancia en México, con una producción anual cercana a las 406 mil toneladas en 2023 (SIAP, 2024).

En Calvillo, se cultiva el guayabo desde hace más de 100 años, razón por la cual los productores de esta región son considerados como los pioneros de su cultivo en México. Aunque el guayabo es un frutal tropical en esta zona se le maneja como un caducifolio y no como un perene, lo anterior debido a la presencia de temperaturas frías que pueden dañar al árbol durante la época invernal; la forma de escapar es mediante un estrés hídrico denominado como “calmeo” que posibilita a los productores para obtener fruta en diferentes épocas del año, aunque esto es limitado por la disponibilidad del agua de riego ya que en Calvillo el guayabo necesita riegos suplementarios a la precipitación. La mayoría de las huertas se establecieron con criollos seleccionados por los mismos productores, la guayaba producida es un fruto ovoide, de color amarillo en su madurez y con un peso de 50 a 100 g en la calidad de primera y se le conoce como guayaba “media china” de Calvillo, aunque esto hace referencia a un tipo de fruta y no a una variedad.

Dentro de los problemas fitosanitarios del cultivo, las principales plagas son: las moscas de la fruta del género *Anastrepha*, el picudo de la guayaba (*Conotrachelus dimidiatus*) y el Temolillo *Cyclocephala lunulata* que ataca frutas en la época temprana (mayo-agosto). Mientras que las principales enfermedades son: problemas radicales ocasionados por pudriciones de las raíces (*Phytophthora* y *Fusarium*) y el ataque de nematodos noduladores del género *Meloidogyne*, el clavo de la guayaba ocasionado por el hongo *Pestalotiopsis* y la presencia de un vector, y la peca o baqueteado (González et al., 2003).

La mayoría de los productores realiza la aplicación de plaguicidas de síntesis química para el combate, pudiendo existir una gran variación entre el número de aplicaciones realizadas para mantener los niveles de daño bajos (5 a 10%). Por ejemplo, si se considera solo el caso de picudo de la guayaba se realizan de tres a diez aplicaciones por temporada, aplicando 0.5 l de insecticida por aplicación y se cultivan alrededor de 7 mil ha con guayaba en Calvillo, se estarían aplicando alrededor de 10,500 l de insecticidas solo para el combate de esta plaga.

El objetivo de presente escrito es dar a conocer las diferentes estrategias no químicas, para el combate de plagas y enfermedades del guayabo evaluadas en la zona productora de Calvillo, Aguascalientes que sirvan como una fuente de información sobre alternativas de combate de los principales organismos bióticos de interferencia.

MATERIALES Y MÉTODOS

Descripción y Control de las Plagas y Enfermedades del Guayabo

Zona de estudio

La zona productora de guayaba de Calvillo, Aguascalientes, se ubica entre 21°42'54.00'' y 22°06'25.20.20'' latitud N y 102°31'26.40'' y 102°52'30.00'' Longitud O, con una altitud promedio de 1,630 msnm con clima semiseco semicálido con lluvias en verano BS1hw con temperatura media anual

de 18°C y precipitación promedio anual de 660 mm, con un promedio de 30 heladas por año. La zona es catalogada como un valle intermontano con lomeríos, ubicado al suroeste del estado, el valle de Calvillo tiene orientación noreste-suroeste con una extensión de 140 km², los suelos son poco profundos, regosoles frecuentemente asociados con litosoles con afloramientos de tepetate.

Picudo de la guayaba *Conotrachelus dimidiatus*

Es considerado la principal plaga del cultivo de guayaba en México, presente en todas las zonas productoras del país y si no se aplican medidas de combate ocasiona pérdidas superiores al 60% (González et al., 2008). Para su combate se aplican de tres a diez aplicaciones de insecticidas calendarizadas a partir del inicio del temporal de lluvias sin tomar en cuenta la presencia de la plaga (González et al., 2008). El picudo de la guayaba (Figura 1) es un plaga univoltina, que oviposita preferentemente en frutos de 2.0 cm de diámetro durante el temporal de lluvias, los frutos afectados crecen en forma arriñonada, pseudomaduran en dos meses y caen al suelo, la larva abandona el fruto y se entierra en el suelo a una profundidad de 10 a 15 cm formando una pequeña capsula con tierra y secreciones bucales, donde inverna como larva en diapausa hasta febrero, para después transformarse en pupa y emerger durante el temporal de lluvias (González et al., 2008).

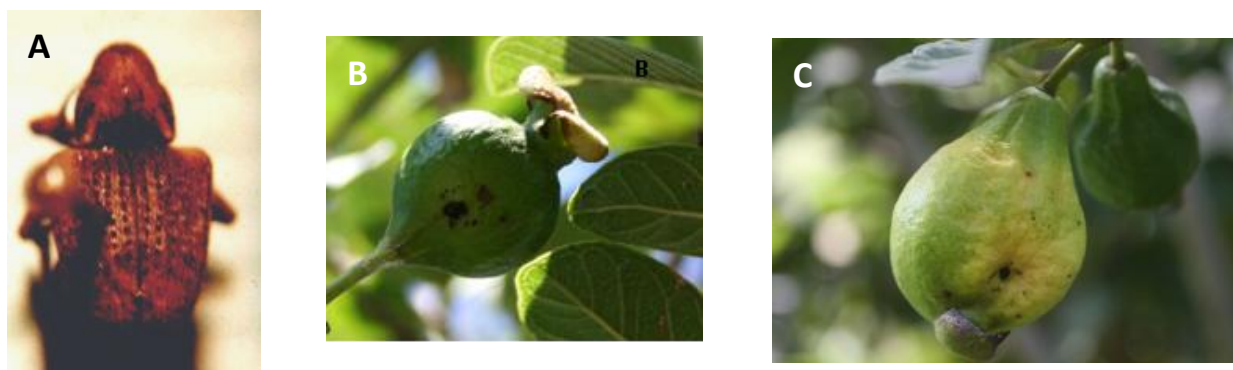


Figura 1. Aspecto dorsal de *Conotrachelus dimidiatus* Champion (A), de un fruto recién ovipositado (B) y un fruto pseudomaduro con afectación de picudo (C).

Para detectar la presencia de picudo, se utiliza el manto que toma en cuenta el comportamiento del picudo, que al ser disturbado se deja caer al suelo donde aparenta estar muerto. Este hábito ha servido para capturar a los adultos sobre mantas colocadas bajo los árboles que son sacudidos con fuerza. Tafoya y colaboradores (2008) realizaron una evaluación en campo de compuestos asociados a la planta, y observaron que los compuestos de manera individual tuvieron capturas similares al testigo; mientras que la combinación binaria acetol + dodecano y la combinación terciaria (acetol + dodecano + limoneno) obtuvieron capturas significativamente mayores comparadas con el testigo. Se considera, que, aunque el manto es efectivo no es práctico y el empleo de las trampas “Teddars” cebadas con un cebo compuesto de acetol + dodecano + limoneno (1:1:1) puede indicar la presencia de la plaga, aunque es necesario

incluir un compuesto de los insectos adultos y al parecer el macho es el que responde (González et al., 2015).

Cabe mencionar que para el combate de plagas en el cultivo del guayabo en México sólo se encuentra autorizado por CICLOPLAFEST al Malatión® (Reyes et al., 2003). González et al., 2008) mencionan que se puede también controlar al picudo de la guayaba con ajo + jicama y ajo + gobernadora en condiciones de baja a moderada presión de la plaga con aplicaciones más frecuentes debido a la no residualidad de los extractos botánicos. Mientras que en condiciones de alta presión de la plaga se pueden utilizar los insecticidas como el Malatión®, Calypso®, Decis® y Tracer® un ciclo antes para reducir las poblaciones de la plaga e iniciar después con el control orgánico-biológico de la plaga.

Estrategias alternativas para el control de picudo

Una estrategia empleada para disminuir las poblaciones de picudo es programar la cosecha en épocas, donde el fruto no sea susceptible (2.0 cm de diámetro), cuando emerge el picudo. La susceptible se considera la época normal de septiembre a diciembre y las de escape serían la tardía y la temprana. El control cultural con base en la recolecta de fruto afectado antes de que caiga al suelo cuando, inicia el cambio de color a verde amarillo, disminuye la población de la plaga para el año siguiente; se considera que con esta práctica se estaría retirando del huerto cerca del 80% de la población que va a invernar. Para reforzar el control cultural se pueden aplicar una o dos aplicaciones de hongos entomopatógenos al suelo del cajete, cuando los primeros frutos dañados empiezan a madurar y caen al suelo (Cerna-Chávez et al., 2021).

En la región guayabera de Calvillo, se aislaron e identificaron cuatros cepas de *B. bassiana* y dos cepas de *M. anisopliae*, que fueron evaluadas en laboratorio contra adultos del picudo de la guayaba. Las cepas de *B. bassiana* que mostraron patogenicidad a los adultos fueron las C4, C18 y la C20, con porcentajes de mortalidad superiores al 50% (Figura 2). Las cepas de *M. anisopliae* no mostraron ningún efecto patogénico contra el adulto del picudo (De Lira, 2018). Aunque existen reportes señalando la compatibilidad y la eficiencia de *Metarhizium* spp. y *Beauveria* spp. en combinación con aceite vegetal de girasol y del insecticida químico (imidacloprid) mostrando alta compatibilidad y una mortalidad del 100% en el picudo de la guayaba (*Conotrachelus psidii*) en comparación con la aplicación de los hongos solamente (Brito et al., 2008).



Figura 2. Aspecto de adultos de picudo de la guayaba afectados por *Beauveria bassiana* (BbC20)

En el caso de picudo de la guayaba la combinación de las cepas con el extracto de pimienta aumentó significativamente la mortalidad en comparación de la aplicación únicamente de las cepas (BbC18 y BbC20). Mientras que, al combinar las cepas de *B. bassiana* con extractos de semilla de jícama, todas las cepas mostraron un aumento en la mortalidad en combinación con las CL50, CL25 y CL10 del extracto, registrando una mortalidad de 48-96%.

Se considera que para el inicio de las aplicaciones contra los adultos de picudo la mejor estrategia es basarse en el monitoreo de frutos con daños por alimentación y oviposición. Las medidas de combate para el picudo inician cuando se detectan los adultos y los daños por alimentación, considerando la utilización de extractos y hongos entomopatógenos. Mientras que la oportunidad de aplicación de las medidas de control cultural se establece sobre los frutos dañados pseudomaduros, antes de que se observe el agujero de salida de la larva y es conveniente la aplicación de hongos entomopatógenos en el piso del cajete.

Temolillo Cyclocephala lunulata

El “temolillo” (Figura 3) es un problema ocasionado por escarabajos de la Familia Melolonthidae, que se alimentan de fruto maduro en huertas que se encuentran en programación temprana con las mayores poblaciones a partir del inicio del temporal de lluvias y el pico en julio; en esa época, el daño puede ser mayor que el de picudo o mosca de la fruta, ya que el precio de la fruta es el más alto de la temporada (González; Perales, 1993). Este insecto se alimenta preferentemente de guayabas maduras de tamaño extra o primera llegando a dañar hasta 50% de la fruta que se cosecha en un corte (Mena; Morón, 2001).

Aunque existen varios escarabajos que dañan a los frutos maduros el más importante es *Cyclocephala lunulata*, insecto univoltino que establece sus poblaciones en un hospedero aún no determinado en los agostaderos en cerros cercanos a las huertas de guayaba, de donde migra hacia las huertas, sus inmaduros se alimentan de raíces, los adultos son de hábitos nocturnos y forrajean sobre los frutos maduros. La hembra es la que inicia el daño pudiéndose encontrar varios insectos en el interior de los frutos, durante el día los adultos se entierran en el cajete y al atardecer empiezan su actividad (Mena; Morón, 2001).

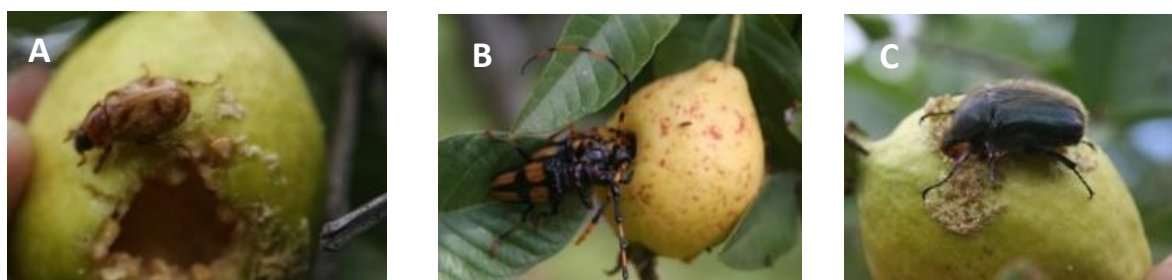


Figura 3. Aspecto de los daños ocasionados por coleópteros a las guayabas maduras A) *Cyclocephala lunulata*, B) *Dendrobias mandibularis*, y C) Coleóptero Scarabaeidae.

Los adultos presentan fototropismo positivo, razón por la cual se ha sugerido el empleo de trampas de luz negra para capturar los adultos, considerando que se reduce el daño al retirar del huerto una gran cantidad de temolillos (capturas en junio superiores a los 1,000 individuos por trampa por noche) (González, 1995). Sin embargo, las trampas por si solas no pueden reducir los daños a niveles permisibles (5 y 10%) y es indispensable añadir otras medidas de manejo.

Estrategias alternativas para el control de temolillo

Se ha evaluado la protección de frutos con base en azufre en polvo como un deterrente de alimentación que se espolvorea en manchones sobre las hojas sin tocar los frutos y se considera que es una opción viable en el manejo de esta plaga, acompañada de la aplicación de hongos entomopatógenos al piso del cajete ya que en el día los escarabajos se entierran en el piso del cajete donde se infectan con el hongo y al dispersarse hacia los sitios de cría se llevarán la enfermedad ocasionada por el hongo entomopatógeno, lo cual disminuirá la población del siguiente ciclo (Mena; Morón, 2001).

Nematodos noduladores del género *Meloidogyne*

Cuando el guayabo, presenta problemas en el sistema radicular, adquieren una apariencia raquítica, con la corteza del tronco y ramas de color grisáceo y no desprendible (un árbol sano se descáscara constantemente al ir creciendo y su corteza es café rojizo), con escasos crecimientos vegetativos y nula producción de frutos; las hojas se vuelven más pequeñas y adoptan un color rojizo (Ruiz, 1984; González et al., 2003) (Figura 4). Razón por la cual los productores señalan esta enfermedad como “guayabo rojo”, hoja rosetada, guayabo cenizo, nematodos, declinamiento del guayabo, etc. como agentes causales se ha señalado al complejo de hongos del suelo como *Phytophthora*, *Fusarium*, *Macrophomina* y *Phymatotrichum* (Mata; Rodríguez, 1985; Cornejo, 1997). Al examinar las raíces estas son oscuras y con la corteza fácilmente desprendible y en el cuello del árbol se observan lesiones que llegan hasta el xilema, secando la madera lo cual contrasta con el tejido sano del floema circundante, así como también se observan bolas, tumoraciones o nodulaciones en las raíces, indicativo del ataque de nematodos noduladores del género *Meloidogyne*.

Asociados al guayabo en la región Calvillo-Cañones se han reportado los siguientes géneros: *Helicotylenchus*, *Ditylenchus*, *Aphelenchoides*, *Aphelenchus*, *Criconemoides*, *Tylenchus*, *Psylenchus*, *Dorylaimus* y *Meloidogyne* (Carrillo et al., 1990; Aguirre et al., 2001; Avelar et al., 2001; Acosta, 2001). Sin embargo, se considera que los daños ocasionados al cultivo son los ocasionados por los nematodos noduladores y la especie *M. incognita* es la más importante.

Respecto al control de nematodos noduladores en forma convencional se han empleado productos de síntesis química como Furadán®, Nematicur® y Mocap® (Carrillo et al., 1990; Valle, 1992); sin embargo, no están autorizados por CICLOPLAFEST para su uso en este cultivo.

Estrategias alternativas para el control de nematodos noduladores

Algunas fuentes de materia orgánica que se conoce son supresivos de nematodos incluyen: aserrines, bagazo de caña, pasta de neem, harina de hueso, estiércoles solarizados y compostas. Los materiales que contienen quitina, como cáscaras de crustáceos son efectivos debido a que varias especies de hongos que se alimentan de quitina también atacan la quitina contenida en los huevos y cutícula de los nematodos (Guerena, 2006).

La aplicación de enmiendas orgánicas incrementa el contenido de materia orgánica e incrementan las poblaciones de flora y fauna antagónica, así como también propician un ambiente favorable para el crecimiento de las raíces, lo cual trae consigo la recuperación de las plantas afectadas. La incorporación de biomasa ocasiona que la textura del suelo se mejore, la capacidad de retención de agua se incrementa, así como también se estimula la actividad microbiana (Bello et al., 2003). Casassa-Padrón et al. (2000), evaluaron el efecto de la incorporación trimestral de estiércol de cabra y la composta de cachaza (30 a 60 kg por árbol) en la recuperación de árboles de siete años, señalando que se favoreció la fase reproductiva de los árboles y se disminuyó la población de *M. incognita*.

Una práctica común en la zona guayabera de Calvillo, Aguascalientes, para la recuperación de árboles fuertemente afectados por nematodos, es el arropado del tronco con una mezcla de estiércol y mantillo orgánico o tierra de asolve de presa, para promover la formación de raicillas alimentadoras a partir del tronco (González, 1995), al arroparlo se propicia el desarrollo de raíces alimentadoras, esto también favorece el control de los nematodos fitoparásitos, ya que en los materiales con que se arropa el tronco se presentan altas poblaciones de agentes de control natural como hongos y nematodos depredadores de la familia Mononchidae.

Ramírez (1996), cita que la solarización consiste en cubrir el suelo húmedo con plástico transparente, delgado durante el verano (o épocas cuando prevalezcan temperaturas altas), con lo cual se eleva la temperatura del suelo a más de 70 °C, con lo cual se eliminan fitopatógenos, insectos y malezas. En guayabo los mejores resultados se obtuvieron con un mes de solarización después del primer riego y la aplicación de 16 kg por árbol de residuos de brócoli, aplicado antes de que el árbol esté completamente brotado, ya que el follaje sombrea y nulifica a la solarización (Valle, 1994).

Se ha Determinado que numerosos restos vegetales y desechos industriales poseen potencial para ser utilizados en la biofumigación, entre ellos estiércoles de ovinos, de aves y materiales como: *Melia azederach* L., *Calotropis procera* (Ait) R. Br., *Ricinus communis* L., *Azadirachta indica* A. Juss, *Zea mays* L., *Brassica nigra* L., *Cannavalia ensiformis* (L.) P.D.C., residuos de olivo (*Olea europea* L.), *Tagetes* spp., *Brassica* spp.; *Brassica oleracea* var. *capitata* L. y vinazas (Castro-Lizazo et al., 2011; Castro-Lizazo, 2010; Ploeg, 2008; Gómez, 2007; Bello et al., 2003; Díaz-Viruliche, 2000). La aplicación de residuos de plantas de la familia Cruciferae, como brócoli, col, canola y mostaza (*Brassica* spp.) reducen la incidencia de enfermedades causadas por patógenos del suelo y nematodos. Este efecto plaguicida de los volátiles de estas plantas, se

ha atribuido a la liberación de compuestos denominados isotiocianatos (ITCs), que son producto de la degradación de otros compuestos llamados glucosinolatos (GLs) (Charron; Sams, 1999).

La siembra de plantas como el cempasúchil o flor de muerto (*Tagetes erecta*) libera una sustancia (alfa terthienyl) que es un poderoso nematocida, insecticida y antiviral con efecto supresivo en 14 géneros de nematodos en especial contra *Pratylenchus* spp. y *Meloidogyne* spp., inhibiendo la eclosión de los huevecillos, además de que cuando los juveniles penetran en sus raíces no logran alcanzar la madurez (Krueger et al., 2007). Se ha observado que los mejores resultados se obtienen cuando se siembran este tipo de plantas por más de dos ciclos de cultivo consecutivos (Velásquez et al., 2002).

Perales et al. (2003), evaluaron el control de nematodos noduladores en guayabo en Michoacán y Aguascalientes mediante el empleo de polvos secos y molidos de ajo (*Allium sativum* L.) y cempasúchil (*Tagetes* spp.) en forma individual y mezclados (en proporción 1:1) o comparados con un testigo absoluto y químico. Señalando que los tratamientos con ajo + cempasúchil (planta completa) redujeron la población de nematodos en 40 %, mientras que cuando se mezcló el ajo + la raíz de cempasúchil se redujo la población de nematodos fitopatógenos en 83 %.

El producto orgánico Neem-X cuyo ingrediente activo es la Azadiractina es un producto que funciona como insecticida a 1.0 ml/litro y como nematocida a 2-4 ml/litro con aplicaciones a intervalos de 1 a 3 meses, tiene una acción translaminar, no es tóxico o biotóxico atacando al estado de muda del nematodo, no es ovicida, el Neem-X mata un 70% de la población mientras que un nematocida químico un 80% (López, sf).

En el cultivo del guayabo en la zona de Calvillo se emplea un remedio regional con base en ceniza de ramas de guayabo y cal (200 gr por árbol) y se ha observado la recuperación de plantas afectadas por *Meloidogyne incognita*, observándose que la población de nematodos no se reduce, pero si se reduce el índice de agallamiento, se hipotetiza que la ceniza de los árboles produce una señal al ambiente de que el árbol no está vivo y por lo tanto no es susceptible.

En Calvillo, Aguascalientes se evaluó la efectividad de *P. lilacinus* contra *M. incognita* a dosis de 50 mg L⁻¹ de agua con 60 mL de un protector para el control de nematodos noduladores en guayabo. La solución se aplicó alrededor de cada árbol, lográndose reducciones en la población de nematodos de 40 % (Perales et al., 2003).

Cepeda et al. (2003), realizaron un experimento para recuperar árboles de guayabo con afectaciones fuertes nivel 3 (50 % de la corteza grisacea en tronco y ramas principales, follaje ralo, brotes pequeños y poca producción con algunos de los brotes con hojas rojizas o amarillas). Para la recuperación se empleó el Ditera® a dosis de 0.75 y 1.5 kg ha⁻¹ comparados con un testigo químico y un testigo absoluto. En este estudio se mejoró la calidad de la fruta y se observaron síntomas de recuperación con base en los niveles de descascaramiento de las ramas delgadas en 70 % en los testigos tanto en el absoluto como en el químico, mientras que con el tratamiento con Ditera 1.5 kg ha⁻¹ la reducción en el

descascaramiento fue del 86 % y en las agallas fue de 62 y 73 % con Ditera® 0.75 y 1.5 kg ha⁻¹ respectivamente; mientras que el testigo químico originó una reducción del 27 %.

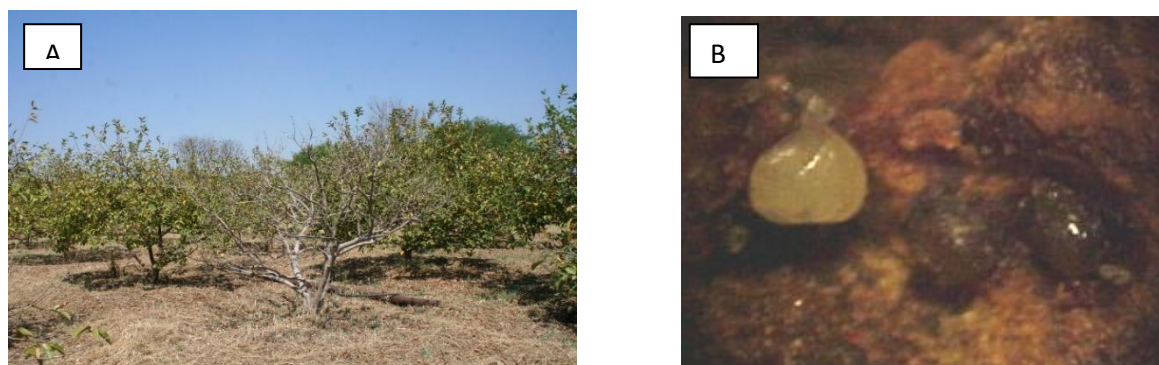


Figura 4. Aspecto de un árbol afectado por problemas radicales en la huerta de El Jaguey (JAG) (A) y acercamiento de las hembras presentes en una agalla; la blanquecina está sana y las cafés están afectadas por un hongo (B).

Clavo de la guayaba

El clavo es una enfermedad que afecta la epidermis de los frutos (Figura 5), ocasiona lesiones circulares costrosas sobresaltadas de coloración café oscuro, tomando la apariencia de un clavo oxidado (Nieto, 1996). Respecto al agente causal Montiel (1997), señala que existen tres especies de *Pestalotiopsis* (= *Pestalotia*) que afectan frutos de guayaba estos son: *P. palmarum* (Cooke) Steyaert, *P. psidii* (Pat.) Mordue y *P. versicolor* (Speg.) Steyaert; sin embargo, se señala a *Pestalotia psidii* como el agente causal del clavo que existe en la zona guayabera Calvillo-Cañones, ya que se logró reproducir la enfermedad en campo y se recuperó al hongo inoculado de las lesiones ocasionadas (Montiel et al., 2001; Nieto, 1996; Ramírez et al., 2008).

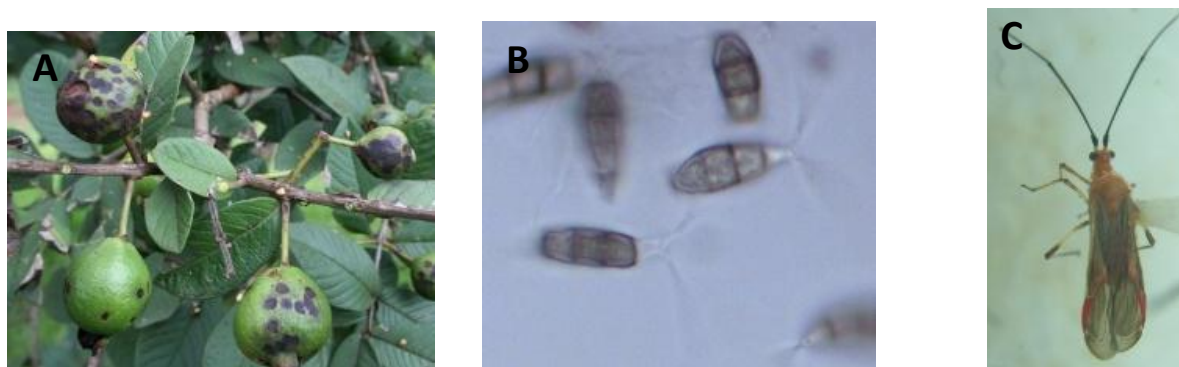


Figura 5. Aspecto de daño ocasionado por el clavo de la guayaba (A), daño en frutos, (B) aspecto de las conidias de *Pestalotiopsis* sp. y Vista dorsal de *Monalonia* sp.(C).

Para su combate se sugiere la aplicación foliar de productos a base de cobre, como Cupravit a razón de 300-400 g por 100 litros de agua o Zineb 80 PH, utilizando 120-180 g/100 l de agua (López, 1994), iniciando en julio y terminando hasta octubre debido a que la enfermedad se presenta en agosto en la zona de Calvillo; sin embargo, la sugerencia es un programa calendarizado que no toma en cuenta la presencia de la enfermedad. Por lo cual es necesario establecer las estrategias de combate con el

monitoreo de las conidias y considerar las etapas de la enfermedad señaladas por Nieto (1996), y aplicar cuando este en fase 1 o 2 de la enfermedad.

En 2015, en un huerto de la zona productora de Calvillo, Aguascalientes se asoció a una alta incidencia de clavo una chinche de la familia Miridae, de aspecto delicado y de color rojizo parecida a una avispa. Tentativamente se identificó a la chinche como dentro del género *Monalonion* que se ubica en América (Carvalho, 1957) y se conoce como una plaga de aguacates y cacao (Torres et al., 2012), aunque dentro de sus hospederos también se encuentra la guayaba y se le considera como vector de enfermedades como *Monilinia* y *Phytophthora* ocasionando por sí mismo lesiones necróticas señaladas como chamusquina y quemado y marchitamiento de brotes.

Estrategias alternativas para el control del clavo de la guayaba

Las estrategias alternativas para controlar la enfermedad son el embolsado de frutos (Villamizar et al., 2003; Ramírez, 2005; Morera; Blanco, 2009), el uso de antagonistas (González et al., 2008) y la aplicación de fungicidas botánicos. En relación a estos últimos se han evaluado el neem (*Azadirachta indica*), la albahaca morada (*Ocimum sanctum*), el eucalipto (*Eucalyptus globulus* L), la menta (*Menta piperita*) y la cola de caballo (*Equisetum arvense*); de los cuales *E. globulus* mostró un control del 89% (Mishra, 2004; Parada, 2005; Quijada; Gómez, 2005).

En Calvillo se encontraron plantas asociadas a los huertos de guayaba que pueden ser empleadas para el control de la enfermedad del clavo de la guayaba, de las cuales se pueden citar los extractos de jaral, aceitilla, mezquite, paraíso, olivo, trompillo, romero, ruda, venadilla, lengua de vaca y eucalipto. A nivel de campo los extractos de plantas de eucalipto rojo (*Eucalyptus camaldulensis*) y eucalipto australiano (*Corymbia* (= *Eucalyptus*) *gummifera*) mostraron porcentajes de daños similares al insecticida Malatión y menores que los observados con la aplicación de los fungicidas de síntesis química evaluados. Se considera que los extractos de eucalipto rojo a dosis de 50 ml de infusión (40 g de follaje en 1.5 L de agua) por 1.0 L de agua aplicados en seis ocasiones son una opción para el control de la enfermedad sin el uso de productos de síntesis química (González et al., 2020).

CONCLUSIONES

Existen estrategias de manejo sin productos de síntesis química para las principales plagas y enfermedades de la guayaba en la zona de Calvillo. Algunos son cepas nativas de hongos entomopatógenos como la *Beauveria bassiana* que se puede emplear contra picudo de la guayaba y temolillo, así como extractos de plantas presentes en las mismas huertas como la *Leucaena leucocephala* que es tan eficaz como el nematocida Carbofuran o los extractos de eucalipto rojo que son una opción para el manejo de la enfermedad clavo de la guayaba. Cabe mencionar que muchos de estos organismos pueden ser recolectados dentro de las mismas huertas y es un recurso nativo que se debe aprovechar.

AGRADECIMIENTOS

Al Tecnológico Nacional de México Campus Instituto Tecnológico El Llano Aguascalientes, por permitirme realizar mis estudios y apoyarme con una beca económica a través del CONACYT para desarrollar mis investigaciones (Beca 2018 01 NACF 03186). Al INIFAP, Campo Experimental Pabellón de Arteaga, Aguascalientes por permitirme utilizar las instalaciones y equipo.

LITERATURA CITADA

- Acosta, Z., A. M. (2001). Identificación de poblaciones de *Meloidogyne incognita* en el guayabo (*Psidium guajava* L.) y la recuperación de microorganismos asociados a su control en la región de Calvillo, Aguascalientes. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. 71 p.
<http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/handle/123456789/48355>.
- Aguirre, A. A.; G. Gallegos M. & M. Cepeda S. (2001). Nematodos asociados al cultivo del guayabo (*Psidium guajava* L.), en la región de Calvillo, Aguascalientes. XXVIII Congr. Nac. Fitopatología. Soc. Méx. de Fitopatología. pág. F – 61.
<http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/3717/T12875%20AGUIRRE%20AGUIRRE%2c%20ADALBERTO%20%20%20TESIS%20inc.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Alfonso, R. A. J., Ernesto, S. S., & Arturo, S. R. J. (2008). Enfermedades del guayabo (*Psidium guajava*) en el sur de Sonora. Folleto Técnico Núm. 59. INIFAP - CIRNO - Campo Experimental Valle del Yaqui - Sitio Experimental Valle del Mayo. 18 p.
- Bello, A., Díaz Viruliche, L., López-Pérez, J. A., & García-Álvarez, A. (2003). Evaluación de nuevos biofumigantes. In: Biofumigación en agricultura extensiva de regadío. Bello, A., J. A. López-Pérez, A. García Álvarez (Eds.) Coedición de Fundación Ruralcaja Alicante y Ediciones Multiprensa, España 371-466 pp.
- Brito, E. S., de Paula, A. R., Vieira, L. P., Dolinski, C., & Samuels, R. I. (2008). Combining vegetable oil and sublethal concentrations of Imidacloprid with bea bas y *Metarhizium anisopliae* against adult guava weevil *Conotrachelus psidii* (Coleoptera: Curculionidae) Biocontrol Science & Technology, 18(7), 665-673. [Doi: 10.1080/09583150802195965](https://doi.org/10.1080/09583150802195965).
- Bullock, R., M. (1973). Guava production and processing. Is this an industry for Hawai. In: CTA Statewide Guava Industry Seminar. Coop. Ext. Serv. And Hawai Agric. Exp. Station. University of Hawai. Miscellaneous, publ. 111. 28 p.
- Carrillo Rivera, J., Carrillo Fonseca, C., & Dominguez Alvarez, J. (1990). Nematodos asociados al cultivo de la guayaba (*Psidium guajava* L.) y control químico en el Cañón de Juchipila, Zac. Revista Chapingo. 15: 94 - 97. [ISSN 0186-3231](https://doi.org/10.1080/0186-3231).

- Carvalho, J. D. M. (1957). A catalogue of the Miridae of the World. Part I Subfamilias Cylopinae, Deraeocorinae y Bryocorinae. Vol XLIV. Arquivos do Museu Nacional. Rio de Janeiro, Brasil. 162 p. [https:// biostor.org/reference/248957](https://biostor.org/reference/248957).
- Casassa, A., Bravo, V., Matheus, J., González, C., & Marin, M. (2000). Resistencia de selecciones de guayabo (*Psidium guajava* L.) al nematodo agallador *Meloidogyne incognita* en el estado Zulia, Venezuela. In: Resúmenes XXXI Reunión ONTA. Nematropica 30: 117.
- Castro-Lizazo, I. (2010). Biodesinfección de suelos en relación con la diversidad en hortalizas y platanera. Tesis para optar al grado de Doctor Ingeniero Agrónomo. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos. Universidad de Almería, España 282 p.
- Cepeda S. M., E. González G., G. Gallegos M., J. S. Padilla R., L. Reyes M., M. A. Perales de la C., & H. R. Reyes P. (2003). El nematocida Ditera (*Myrothecium verrucaria*) una alternativa biológica para el control de nematodos en guayaba. In: J. S. Padilla R., L. Reyes M., E. González G. y M. A. Perales de la C. (eds.). Memoria. Primer Simposio Internacional de la guayaba. Aguascalientes, México. pp: 222 - 228.
- Cerna-Chávez, E., Lira-Ramos, K. V. D., Ochoa-Fuentes, Y. M., Delgado-Ortiz, J. C., Cepeda-Siller, M., & González-Gaona, E. (2021). Actividad de extractos de plantas y hongos entomopatógenos para el control del picudo de la guayaba (*Conotrachelus dimidiatus* Champion) Coleóptera: Curculionidae. Biotecnia, 23(1), 70-76. <https://doi.org/10.18633/biotecnia.v23i1.1335>
- Charron, C. S., & Sams, C. E. (1999). Inhibition of *Pythium ultimum* and *Rhizoctonia solani* by shredded leaves of Brassica species. Journal American Society Horticulture Science. 124: 462 - 467. <https://doi.org/10.21273/JASHS.124.5.462>.
- Cornejo, P. G. (1997). Uso de etanol, acetona, β -ionona, hexanal y hexanol para el control de enfermedades de poscosecha de guayaba (*Psidium guajava* L.). Tesis de Maestría. UAQ. DIPa.
- De Lira, R. K. V. (2018). Alternativas biorracionales para el control del picudo de la guayaba *Conotrachelus dimidiatus* Champion (Coleoptera: Curculionidae) in vitro. Tesis de Maestría en Ciencias en Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. 62 p. disponible en <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/handle/123456789/45749>
- Díaz-Viruliche, L. P. (2000). Interés fitotécnico de la biofumigación en los suelos cultivados. Tesis para optar al grado de Doctor Ingeniero Agrónomo. Universidad Politécnica de Madrid. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos. Madrid, España 500 p.
- Gómez, L. (2007). Diagnóstico de nematodos agalleros y prácticas agronómicas para el manejo de *Meloidogyne incognita* en la producción protegida de hortalizas. Tesis en opción al grado Científico de Doctor en Ciencias Agrícolas. Universidad Agraria de La Habana. Cuba 100 p.
- González, G. E. (1995). Sanidad y Manejo de plagas y enfermedades del guayabo. In Diplomado en Fruticultura Regional, Fac. Agr. UAZ, México. (Mimeografiado) 27 p.

- González, G. E., Padilla, R. J. S., Reyes, M. L., Perales, C. M. A., & Esquivel, V. F. (2003). Guayaba. Su cultivo en México. Libro Técnico No. 1. CIR Norte Centro. C. E. Pabellón. Aguascalientes. 182 p.
- González, G. E., R. Sánchez, L., J. S. Padilla, R., V. M. Rodríguez, M., C. Serrano, G. (2015). Memorias del Curso Manejo Agroecológico de Plagas Congreso de Sociedad Mexicana de Agricultura Sostenible. Aguascalientes, México. 12 p.
- González, G., E. & Perales, de la C. M. A. (1993). Panorámica de la región Calvillo- Cañón del Juchipila. Dcto. de circulación interna. SARH- INIFAP- CIFAP-ZAC-Campo Exp. de los Cañones, México 15 p.
- González, G., E. (1986). Exploración fitopatológica y determinación de los principales artrópodos plaga que afectan al cultivo del guayabo en la región de Calvillo-Cañón del Juchipila. Informe anual de Inv. SARH-INIFAP-CIANOC-CEDEC. 21 p.
- González, G., Lozano, G., España, L., Tafoya, R., Padilla, R., Perales, C., & Juárez, M. (2008). Estrategias de manejo orgánico-biológico del picudo de la guayaba (*Conotrachelus* spp.). Folleto Técnico Núm. 39. 35p.
- González., G. E. (1989a). Evaluación de daños por picudo de la guayaba en la región Calvillos-Cañones. Informe Anual de Inv. SARH-INIFAP- CIFAP- ZAC. Campo Exp. de los Cañones, México 11p.
- González-Gaona, E., Padilla-Ramírez, J.S., Lozano-Gutiérrez, J., España-Luna, M.P., Velásquez-Valle, R., Gallegos-Morales, G. and Cepeda-Siller, M. (2010). Evaluation of mexican guava germoplasm for resistance to root knot nematodes. In: Abstracts 2nd International Symposium on Guava and Other Myrtaceae. International Society for Horticultural Science. Aguascalientes. México. p: 17 - 18. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2010.849.43>
- González-Gaona, E., Silos-Espino, H., Perales-Segovia, C., Padilla-Ramírez, J. S., López-Muraira, I. G., & Acosta-Díaz, E. (2020). Control del clavo de la guayaba con extractos de plantas. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas Vol 11(2), 365-375. Disponible en <https://www.scielo.org.mx/pdf/remexca/v11n2/2007-0934-remexca-11-02-365.pdf>.
- Guerena, M. (2006). Nematodes: Alternative controls. ATTRA, NCAT. Agriculture. National Sustainable Agriculture Information Service. 20 p. www.attra.ncat.org/attra-pub/PDF/nematode.pdf. Consultado el 30 de agosto de 2008. Consultado el 30 de agosto de 2008. Disponible en <https://attra.ncat.org/wp-content/uploads/2022/09/nematode.pdf>
- Krueger, R., Dover, K. E., McSorley, R., & Wang, K. H. (2007). Marigolds (*Tagetes* spp.) for nematode management. Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences. <https://doi.org/10.32473/edis-ng045-2007>
- Lizazo, I. C., Díez Rojo, M. A., López Pérez, J. A., Díaz Viruliche, L., & Bello Pérez, A. (2011). Biodesinfección de suelos en la producción ecológica. Dossier Sociedad Española de Agricultura Ecológica. 1ra Edición. 56 p.

- López, F. L. C. (1994). Ensayo con fungicidas e insecticidas contra el "clavo" de la guayaba en la región Calvillo-Cañones. Colomos Ags. 1994-1995. Informe anual Inv. SARH-INIFAP-CIRNOC-CEPAB. México 9 p.
- López, M. J. L. (sf). Eficiencia de productos orgánicos en la reducción de la población de *Meloidogyne* sp. en rosas (Rosaceae sp.) Solitech Crop. [Disponible en soiltechcorp.com/images/upload/product.PDFs/control_de_Nematodos%28Espanol%29.pdf](http://soiltechcorp.com/images/upload/product.PDFs/control_de_Nematodos%28Espanol%29.pdf).
- Mata, B. I. & Rodríguez, M. A. (1985). El guayabo, Aspectos de su cultivo y producción. Depto. Edit. UAAAN. Buenavista, Saltillo, Coah. México. 157 p.
- Mejía, J. J. A., Ortiz, D. T., & Mejía, E. Z. (2001). Patógenos asociados con el declinamiento del guayabo. XXVIII Congr. Nac. Fitopatología, Soc. Méx. de Fitopatología Pág. F-139. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=61219215>
- Mena, C., J. & Morón R. M. A. (2001). Bioecología y daños del “Temolillo” *Cyclocephala lunulata* en huertos de guayaba en la región de Juchipila, Zacatecas. *In*: Resúmenes del XXXVI Congr. Nac. de Entomología. Soc., Méx. Entomología Querétaro, Qro., México p E-64.
- Mishra, A. K. (2004). Guava disease their symptoms, causes and management. *In*: Disease of fruits and vegetables. Diagnosis and Management Vol II. S. A. M. H. Naqvi (ed.). Kluwer Academic Publisher Netherlands. pp: 81-119. Disponible en: <file:///C:/Users/EGG/Descargas/14GuavaDiseasesTheirSymptomsCausesandManagement.pdf>. Consultado el 28 de septiembre de 2019.
- Montiel, C. A. (1997). *Pestalotiopsis psidii* (Pat.) Mordue causante de necrosis de frutos de guayabo (*Psidium guajava* L.) en plantaciones de los municipios Baralt y Mara del estado de Zulia. Revista de la Facultad de Agronomía. Luz 14: 341-347. Disponible en <file:///C:/Users/EGG/Descargas/26144-40989-1-PB.pdf>. Consultado el 28 de septiembre de 2019.
- Montiel, M., R. D., Avelar, M. J. J., & Salas, L. M. A. (2001). Etiología de la enfermedad “clavo del guayabo”. XXVIII Congreso Nacional Fitopatología. Sociedad Mexicana de Fitopatología. p: 140.
- Morera, M. R. & Blanco, M. H. (2009). Microorganismos asociados a frutos embolsados de guayaba Taiwanesa variedad Tai Kuo. Agronomía Mesomaericana 20:339-349. Disponible en <https://www.redalyc.org/pdf/437/43713059014.pdf>
- Negi, S. S. & Rajan, S. (2005). Improvement of guava through breeding. *In*: Proceedings first international guava symposium. G. Singh, R. Kishun and E. Chandra (eds.). India. ISHS. Acta Horticulturae 735: 1 - 6. doi.org/10.17660/ActaHortic.2007.735.2
- NHB - National Horticulture Board (2014). Indian Horticulture Database2014. [Disponible en http://www.nhb.gov.in/area%20production.html](http://www.nhb.gov.in/area%20production.html) consultado mayo 2015.
- Nieto, A. D. (1996). Fisiología, bioquímica y patógenos en frutos de guayaba (*Psidium guajava* L.). Tesis de Doctor en Ciencias. Colegio de Postgraduados, México. 111p.

- Padilla, R. J. S., G. E. González, G., C. M. A. Perales de la, C., F. Gutiérrez, & P. N. Mayek, (2007). Fruit yield of twelve outstanding selections of guava (*Psidium guajava*) from the Calvillo-Cañones region, Mexico, *Acta Hort.* 735: 25-30.
- Parada, E. R. (2005). Evaluación de sustancias convencionales (fungicidas químicos) y no convencionales (extractos vegetales) para el control del agente causal de la peca del fruto en guayaba *Pestalotia versicolor* Speg. En el municipio de Vélez (Santander). Tesis de Licenciatura. Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia. Facultad de Ciencias. Escuela de Biología. Tunja, Boyacá. Colombia. 58 p.
- Perales, S., C., M. A. Moya, O., J. Berni, M., A. Manzanares, A., M. A. Rodríguez, M., M. A. Santana, G. & L. Aguilar, O. (2003). Manejo de nematodos fitopatógenos de la guayaba con alternativas de bajo impacto ambiental. In: J. S. Padilla R., L. Reyes M., E. González G. y M. A. Perales de la C. (eds.). Memoria. Primer Simposio Internacional de la guayaba. Aguascalientes, Ags., México. pp: 36 - 40.
- Ploeg, A. (2008). Biofumigation to manage plant-parasitic nematodes. *In: Integrated management and biocontrol of vegetable and grain crops nematodes.* A. Ciancio y K. G. Mukerji (Eds.). Springer. The Netherlands 239-248 pp.
- Quijada, R. O. & Gómez, S. R. (2005). Desarrollo tecnológico para el manejo poscosecha de la guayaba en Colombia y Venezuela. Informe de avances de proyecto. Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas Centro de Investigaciones Agropecuarias del Estado Zulia—Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria Estación Experimental CIMPA (Programa Nacional de Procesos Industriales). Barbosa. http://www.fontagro.org/projects/01_21_guayaba/III_infotec_01_021.pdf. Consultado el 20 de mayo de 2009.
- Ramírez, V., J. (1996). La solarización del suelo: Un método sencillo para controlar patógenos y malas hierbas. Universidad Autónoma de Sinaloa. Facultad de Agronomía. Sinaloa, México. 68 p.
- Reyes, M. L., E. González, G., J. S. Padilla, R., H. R. Reyes, P., & M. A. Perales de la C. (2003). Estatus de las plagas del guayabo en la región Calvillo, Aguascalientes, México. *In: Memorias del primer Simposio Internacional de la Guayaba.* Padilla, R. J. S., Reyes, M. L., E. González, G., y M. A. Perales de la C (eds.). INIFAP CIRNOC-CEPAB, México. pp 297-301.
- Ríos, C. D., Torres, M. R. & Salazar, C. R. (1968). Selección de variedades de guayaba en Colombia. *In: Abstract. Amer. Soc. Hort. Sci. Trop. Reg. Proc. XVI Annual Meeting.* St. Agustina, Trinidad, Tobago. Vol. 12: 222-244. doi.org/10.15517/am.v31i3.40207
- Ruiz, O., J. (1984). Fitonematodos observados en el cultivo del guayabo y su control. Universidad Autónoma de Aguascalientes. Inédito.
- SIAP (2024). Sistema de Información Agroalimentario y Pesquero. La ruta de la transformación Agroalimentaria 2018-2024. Guayaba pp. 82-84. SAGARPA, México. nube.agricultura.gob.mx/panorama_siap (Consultado el 14 de diciembre de 2025).

- Tafoya, F., E. González, G., C. Perales, S., & J. Escoto, R. (2008). Monitoreo del picudo de la guayaba con atrayentes naturales en Calvillo, Aguascalientes. In: Tópicos sobre Entomología Agrícola. Memorias del Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Entomología. pp 531-533.
<https://www.redalyc.org/pdf/416/41620852008.pdf>
- Torres Jaimes, L. F., Correa Londoño, G. A., Cartagena Valenzuela, J. R., Monsalve García, D. A., & Londoño Zuluaga, M. E. (2012). Relationship of *Monalonion velezeangeli* Carvalho & Costa (Hemiptera: Miridae) with the phenology of avocado (*Persea americana* Mill., cv. Hass). Rev. Fac. Nac. Agr. Medellín Vol 65: 6665-6671.
- Valle, G. P. (1994). Vigorización de árboles de guayabo afectados por nematodos (*Meloidogyne* sp.) mediante solarización e incorporación de residuos vegetales al suelo. Rev. Inv. y Ciencia UAA, Ags., México Vol. 13 p. 2-6.
<https://investigacion.uaa.mx/RevistaIyC/archivo/revista13/Articulo%201.pdf>
- Valle, G., P. (1992). Respuesta del guayabo (*Psidium guajava* L.) a la aplicación de nematicidas químicos. Rev. Inv. y Ciencia Univ. Aut. de Ags. p. 61-66.
- Velásquez, V. R., Medina, A. M. M., & Mena, C. J. (2002). Guía para identificar y manejar las principales enfermedades parasitarias del chile en Aguascalientes y Zacatecas. Folleto Técnico Núm. 20. SAGARPA- INIFAP- Fundación Produce Aguascalientes. México 41 p.
<http://zacatecas.inifap.gob.mx/publicaciones/EnfChilS.pdf>.
- Villamizar Quiñones, C., Gómez Santos, R., Parra Guzmán, R., & Bautista, J. (2003). Embolsado de frutos de guayaba con diferentes materiales biodegradables. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria. Centro de Investigación para el mejoramiento de la Agroindustria Panelera. Programa Nacional de Transferencia de Tecnología Agropecuaria. Barbosa, Santander, Colombia. 32 p. Disponible en <http://bibliotecadigital.agronet.gov.co/bitstream/11348/4101/1/113.pdf>. Consultado el 28 de septiembre de 2019.

Manejo de escoba de bruja en *Mangifera indica* L. con alternativas sustentables

Management of witches' broom in *Mangifera indica* L. with sustainable alternatives

Recibida em: 12/11/2025

Aprobado em: 09/03/2026

 10.46420/9786585756778cap2

José Mario Miranda Ramírez¹ 

Catarino Perales Segovia² 

Mario Alberto Miranda Salcedo³ 

Ernesto González Gaona⁴ 

Lucila Perales-Aguilar^{5†} 

María Fernanda Miranda Medina¹ 

Lizeth Rodríguez Villegas¹ 



¹ Tecnológico Nacional de México / ITS de Apatzingán (ITSA), Departamento de Ingeniería en Innovación Agrícola Sustentable, km 3.5 carretera Apatzingán-Aguililla, C.P. 60710, Apatzingán, Michoacán, México.

² Tecnológico Nacional de México / IT El Llano Aguascalientes (ITEL). División de Estudios de Postgrado e Investigación, Km. 18 carretera Aguascalientes-San Luis Potosí, CP 20330, Aguascalientes, México.

³ INIFAP, CIRPAC, Campo Experimental Valle de Apatzingán, km 17.5, Carretera Apatzingán-Cuatro Caminos, CP. 60781. Antúnez municipio de Parácuaro, Michoacán, México.

⁴ INIFAP, CIRONOC, Campo Experimental Pabellón. Pabellón de Arteaga, Aguascalientes, México.

Kilómetro 32.5 Carretera Aguascalientes – Zacatecas, C.P. 20660, Pabellón de Arteaga, Aguascalientes.

⁵ Tecnológico Nacional de México / IT de Pabellón de Arteaga (ITPABE), Dirección postal: Carretera a la estación de Rincón Km 1. C.P. 20670. Aguascalientes, México.

† Autor para correspondencia: lucila.pa@pabellon.tecnm.mx

RESUMEN

La Escoba de Bruja en mango es una enfermedad que presenta una limitación importante en la producción mundial de mango, generando grandes pérdidas económicas según el tipo de cultivar y la susceptibilidad. En México, esta enfermedad reduce la producción hasta un 40 a 50 %, y actualmente puede encontrarse presente en cualquier región donde se cultiva el mango. Ante ello, esta investigación aborda el manejo de la enfermedad del mango “Escoba de Bruja” género *Fusarium* de manera sustentable. Se presentan alternativas para disminuir la incidencia de la enfermedad y de las poblaciones del ácaro asociado *Aceria mangiferae*; además de mejorar la fitosanidad del cultivo para contrarrestar el daño económico. Entre ellas, considera la posibilidad de estimular y compactar la brotación vegetativa en épocas objetivo para lograr la madurez requerida en la mayoría de los brotes. Uno de los métodos potenciales para reducir la gravedad de la enfermedad de forma ambientalmente segura es el uso de compuestos naturales. Asimismo, la implementación del control biológico mediante microorganismos antagonistas reduce el uso de fungicidas químicos en un sistema de manejo integrado de la enfermedad y ofrece una alternativa eficaz.

Palabras clave: *Fusarium* spp., *Aceria mangiferae*, malformación floral, malformación vegetativa, variedades de mango.

ABSTRACT

Witches' broom in mango is a disease that significantly limits global mango production, causing substantial economic losses depending on the cultivar and its susceptibility. In Mexico, this disease drastically reduces production by 40 to 50%, and it can now be found in any mango-growing region. Therefore, this research addresses the sustainable management of *Fusarium* witches' broom in mangoes. Alternatives are presented to decrease the incidence of the disease and the populations of the associated mite, *Aceria mangiferae*, as well as to improve crop health to mitigate economic damage. These alternatives include stimulating and compacting vegetative growth during target periods to achieve the required maturity in most shoots. One potential method for reducing disease severity in an environmentally safe manner is the use of natural compounds. Furthermore, the implementation of biological control using antagonistic microorganisms reduces the use of chemical fungicides in an integrated disease management system and offers an effective alternative.

Key words: *Fusarium* spp., *Aceria mangiferae*, floral malformation, vegetative malformation, mango varieties.

INTRODUCCIÓN

El mango (*Mangifera indica* L.) es la especie más importante de la familia de las Anacardiáceas, tanto por su distribución cosmopolita se encuentra geográficamente entre 33° de latitud Sur y 36° de

latitud norte, por su importancia económica es considerado el quinto fruto en consumo mundialmente (Galán-Sauco, 2009). Además, se cosechan alrededor 62.21 millones de toneladas de mango anualmente en una superficie de 6.33 millones de hectáreas (Food and Agriculture Organization of the United Nations [FAO], 2026). Mientras que, en México se producen alrededor de 200 mil toneladas de mango al año, en una superficie de 26 mil hectáreas, con un rendimiento promedio de 7.74 toneladas, que generan una derrama económica de USD \$ 80.04 mdd. Los principales cultivares que se producen son Manila, Ataulfo, Kent, Tommy Atkins, Haden, Keit y Criollo con 65,552.24; 65,124.89; 36,499.36; 26,668.39; 23,971.81; 14,989.39 y 14,806.21 hectáreas respectivamente. Mientras que los cinco principales estados productores en relación a su productividad son Sinaloa, Guerrero, Nayarit, Chiapas y Oaxaca con 517,119; 415,689; 329,624; 272,174 y 214,915 t por año respectivamente (Secretaría de Desarrollo Rural - Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera [SADER-SIAP], 2026).

Sin embargo, durante el proceso de producción de mango existe la presencia de una gran cantidad de enfermedades que afectan su vigor, reducen su producción, disminuyen la calidad del fruto y en casos muy severos causan la muerte del árbol.

Entre las enfermedades más comunes se encuentran *Fusarium mangiferae* [Escoba de Bruja], *Colletotrichum gloeosporioides* [Antracnosis] y *Oidium mangiferae* [Cenicilla]. En el caso de “Escoba de Bruja”, esta enfermedad produce una malformación floral y considerada como el principal problema fitopatológico del mango en todo el mundo (Noriega-Guzmán; González-Hurtado, 2022). Por lo tanto, *F. mangiferae* es el fitopatógeno más dañino que causa la enfermedad de malformación del mango, que disminuye su rendimiento en un 90% (Shahbaz et al., 2025).

La malformación es una limitación importante en la producción mundial de mango, generando grandes pérdidas económicas según el tipo de cultivar y la susceptibilidad. La enfermedad se ha atribuido a diversas causas, como ácaros, virus, hongos y alteración fisiológica (Ansari et al., 2015; Kumar et al., 2021). El agente causal aún no es conocido y no se sabe con certeza cómo penetra al árbol (Noriega-Guzmán; González-Hurtado, 2021). Esta malformación se reportó por primera vez en la India en 1891 (Watt, 1891). A partir de ese tiempo, se detectó en otras zonas de Asia (Israel, Malasia, Pakistán), África (Sudáfrica, Sudán, Suazilandia, Uganda) y América (Brasil, Centroamérica, México, EE.UU.) (Ploetz, 2001). Se plantea que el género *Fusarium* es el responsable de esta enfermedad (Freeman et al., 2015). Se han reportado varias especies que ocasionan la malformación floral y vegetativa en cultivos comerciales de mango. A nivel mundial, el gran volumen de datos sobre malformaciones ha establecido que la enfermedad es causada por varias especies del género *Fusarium*, incluyendo *F. mangiferae*, *F. fujikuroi*, *F. moniliforme*, *F. mexicanum*, *F. sterilihyphosum*, *F. proliferatum*, *F. pseudocircinatum*, *F. tupiense* y *F. oxysporum* (Katoch et al., 2019). En México se informó que los agentes causales son *F. mexicanum* (Otero-Colina et al., 2010; Santillán-Mendoza et al., 2019; Montoya-Martínez et al., 2022), *F. neocosmosporiellum* y *F. proliferatum* (Molina-Cárdenas et al., 2021), *F. incarnatum* (Román-Román et al., 2025), *F. pseudocircinatum* (Montoya-Martínez et al., 2022). Esta enfermedad se registró por primera vez en México en 1958 en

Veracruz, posteriormente se detectó en Morelos y Guerrero, en las variedades manila y criollo (Noriega-Guzmán; González-Hurtado, 2021). Asimismo, en 2012 se reporta la presencia de *F. mexicanum* en aquellos estados ubicados a lo largo de la región del Pacífico central de México (Betancourt-Resendes et al., 2012).

Igualmente, los ácaros son una de las plagas más importantes que limitan la producción de mango, esto debido a que se asocian con patógenos que causan daño al cultivo. Tal es el caso de *Aceria mangiferae* Sayed (Acarina: Eriophyidae) es el ácaro y *Fusarium mexicanum* es el hongo asociado a la malformación de la inflorescencia del mango (Ayala-Ortega et al., 2019). El ácaro de las yemas de mango, fue reportado por primera vez en Egipto como *Eriophyes mangiferae* por Hassan (1944) y posteriormente reclasificado como *Aceria mangiferae* por Sayed (1946). En 1983 se reportó su presencia en Egipto, India, Israel, Pakistán y en el Sur de Florida, USA (Denmark, 1983). Los primeros reportes sobre su asociación con tejido malformado fueron realizados en Egipto (Hassan, 1944; Sayed, 1946; Attiah, 1955) y posteriormente también en Florida (Attiah, 1959). A partir de ese tiempo, el ácaro invariablemente ha sido observado donde se presenta la malformación (Denmark, 1983). También Ayala-Ortega et al. (2019) reportaron *Aceria mangiferae* y *Fusarium mexicanum* como el ácaro y el hongo asociado a la malformación de la inflorescencia del mango, así como a *Oligonychus mangiferus* como la especie de ácaro asociado al follaje en Gabriel Zamora, Michoacán, México. Actualmente puede encontrarse presente en cualquier región de México donde se cultiva el mango.

La participación de los hongos del género *Fusarium* se basa en el hecho de que los síntomas de malformación en tejido vegetativo o floral se han encontrado asociados con altas concentraciones de micelio del hongo y con la presencia de malforminas; sustancias que no se han encontrado en tejido sano (Ram; Yadav, 1999; Singh; Dhillon, 1989; Ram, 1991; Raina; Ram, 1991). Sin embargo, las pruebas de reproducción de síntomas mediante la inoculación del hongo no siempre han sido consistentes; incluso, algunos autores reportan síntomas similares a la malformación, pero debidas a otras sustancias como el Paclobutrazol o Etefon, aplicados al cultivo sin la inoculación del hongo (Ram; Yadav, 1999). Por otro lado, en relación a las malforminas, si bien han estado asociadas a deformaciones en otros cultivos, la aplicación externa de estas sustancias en plantas de mango no siempre ha producido los síntomas característicos de la malformación (Kumar et al., 1993); no obstante, con la aplicación de antimalforminas si se ha reportado una reducción sustancial en el número de panículas afectadas, aunque han fracasado en la erradicación del problema (Ram, 1991; Singh; Dhillon, 1991). Hasta la fecha, los resultados obtenidos con la aplicación de fungicidas han sido erráticos.

Por consiguiente, esta investigación aborda el manejo de la enfermedad del mango “Escoba de Bruja” género *Fusarium* de manera sustentable. Se presentan alternativas para disminuir la incidencia de la enfermedad y de las poblaciones del ácaro asociado *Aceria mangiferae*; además de mejorar la fitosanidad del cultivo para contrarrestar el daño económico.

SINTOMAS DE LA ENFERMEDAD

La Escoba de Bruja afecta el follaje, tronco y ramas (Figura 1 a y b) y reduce los niveles de producción. En México, esta enfermedad reduce la producción hasta en un 40-50 % (García-López et al., 2020). La aparición de grandes inflorescencias agrupadas es frecuente en copas de mango pequeñas y medianas, particularmente en las zonas subtropicales de los países productores de mango durante la temporada de floración. Los brotes vegetativos son agrandados y agrupados comúnmente en viveros y huertos, a este síntoma se le conoce como “Enfermedad de Malformación del Mango” (EMM), mientras que la malformación floral (FM) ocurre en las inflorescencias, lo que ocasiona la falta de cuajado del fruto (Muthukumar et al., 2025). Producen hasta tres veces el número normal de flores inusualmente agrandadas, estériles y generalmente sin frutos (Figura 2) (Marasas et al., 2006; Kumar et al., 2021). En árboles de cuatro a ocho años, la probabilidad de malformación vegetativa es del 90 % (Zakaria, 2023). En viveros, las plántulas pequeñas se ven afectadas principalmente cuando se encuentran bajo árboles ya afectados por enfermedades; estas nuevas plántulas ya presentan problemas. La malformación se observa en plantas de tan solo tres o cuatro meses de edad (Katoch et al., 2019; Zakaria, 2023).

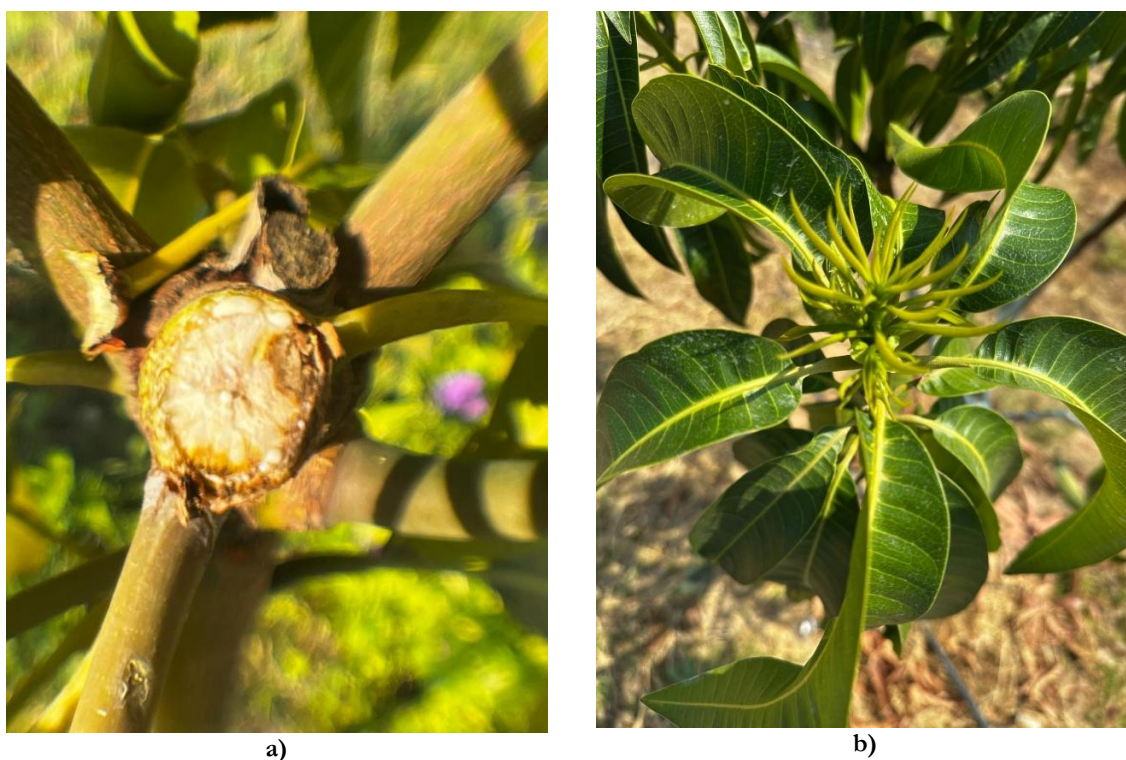


Figura 1. a) Corte transversal del tallo de un árbol de mango Tommy Atkins de 3 años, con incidencia de Escoba de Bruja que presenta un taponamiento en el sistema vascular por *Fusarium* spp., con manejo agronómico convencional. **b)** Mismo árbol antes de realizar el corte, presenta deformación en el ápice en forma de escoba. Municipio de Múgica, Michoacán, México. Foto Dr. José Mario Miranda Ramírez, TecNM-ITSA.



Figura 2. Malformación floral en árbol de mango Tommy Atkins con manejo agronómico convencional en el municipio de Múgica, Michoacán, México. Foto Dr. José Mario Miranda Ramírez, TecNM-ITSA.

Por su parte, García-López et al. (2020) reportaron que el cultivar Ataulfo es tolerante a *Fusarium subglutinans* y *F. mexicanum*, mientras que Haden y Mallika son altamente susceptibles, esto sustentado en que el período de incubación antes de los síntomas típicos de malformación vegetativa fue mayor en ‘Ataulfo’ (267 días) que en el resto de los cultivares (168 y 198 días). Además, ‘Ataulfo’ mostró la menor incidencia (23.3%) en comparación con Haden y Mallika, que presentaron los valores más altos (80.0 días y 93.3%) en severidad.



Figura 3. Síntomas de malformación en inflorescencias en desarrollo (izquierda) y estado final de la malformación floral (derecha). municipio de Múgica, Michoacán, México. Foto Dr. Mario Alberto Miranda Salcedo, CAEVA-INIFAP.

En algunos casos los síntomas pueden ser evidentes desde los primeros estados de desarrollo de las panículas, mientras que, en otros, se nota hasta que las panículas han completado su crecimiento (Figura 3).

Los síntomas finales pueden variar en el grado de deformación y compactación de las inflorescencias, desde totalmente malformadas y muy compactas hasta más abiertas y con porciones de la panícula sin deformar. Es común encontrar algunas pocas espigas malformadas en panículas aparentemente sanas (Prasad et al., 1972).

Por el tamaño y peso que alcanzan las panículas malformadas, el aspecto general de un árbol afectado puede ser de alto impacto visual y en algunos casos sobrevalorado, sobre todo cuando los daños se evalúan después de que las panículas sanas se han desprendido, ya que a similares porcentajes de daño el número de inflorescencias malformadas que quedan adheridas al árbol es directamente proporcional al número total de inflorescencias producidas en cada caso. Ante ello, para hacer una evaluación real de los daños debe considerarse el número total de inflorescencias producidas durante el ciclo reproductivo del árbol. Khan y Khan (1960) proponen utilizar la siguiente relación:

$$\text{Intensidad} = \frac{\text{Núm. de inflorescencias malformadas} * \% \text{ de inflorescencias malformadas}}{\text{Núm. de inflorescencias (sanas + dañadas)}}$$

Ecuación 1. Evaluación real de los daños.

Descripción y ciclo biológico de *Aceria mangiferae* (Acarina: Eriophyidae)

Con respecto al ácaro de las yemas *Aceria mangiferae* Sayed (Sayed, 1946), es considerado el principal vector del hongo (*Fusarium* sp.), que causa la malformación de agallas e hipertrofia de las yemas con proliferación en tallos del nudo terminal, llamadas “Escoba de Bruja” (Galán-Saúco, 2009). En Michoacán, México el primer reporte escrito de su presencia en tejido malformado fue realizado por Vega-Piña y Miranda-Salcedo (1993).

Existen controversias de que *Aceria mangiferae* juega un papel en la malformación del mango (Summanwar; Raychoudhury, 1968; Denmark, 1983; Ochoa et al., 1994; Singh, 1997; Atencio-Valdespino et al., 2024). Algunos autores lo consideran solamente como vector o “acarreador” de la enfermedad a través de las heridas que causa en las yemas y por donde se pudiera transferir el hongo a la planta (Singh et al., 1961; Nariani; Seth, 1962; Pinkas; Gazit, 1992; Ploetz et al., 1994; Pernezny; Ploetz, 2000; Freeman et al., 2014); mientras que otros lo señalan como agente directo por el daño que ocasiona en las yemas (Hassan, 1944; Narasimham, 1954) y la eventual inoculación de toxinas (Doreste, 1984). La participación directa del ácaro en la manifestación de la malformación, en algunos casos, también había sido descartada debido a fracasos en el control con acaricidas (Ram; Yadav, 1999); sin embargo, algunos reportes han señalado efectividad mediante esta vía (Wafa; Osman, 1972; Yadav, 1972). Actualmente, la participación directa de *A. mangiferae* está siendo retomada. Algunos autores señalan que el ácaro genera la Escoba de Bruja por sí solo, y que en presencia del hongo se genera una asociación con agallas en el tejido afectado

(Ochoa et al., 1990). Este señalamiento está siendo considerado incluso en manuales de manejo del cultivo en otros países (Mosler; Nesheim, 2002).

El ácaro es blanquecino y forma cuneiforme, con el rostro curvado hacia abajo (Denmark, 1983). No es visible a simple vista debido a que su tamaño como adulto apenas alcanza de 225 a 250 micras de longitud (Denmark, 1983; Chin et al., 2002), aunque en sus estados inmaduros puede ser de menor tamaño (Chin et al., 2002). Las dimensiones, en micras, de sus estructuras anatómicas son: rostro 20, seta dorsal 113, tubérculo dorsal 24, primer brazo (desde la base del tronco) 29, tibia 5, tarso 5, mandíbula 8. Presenta un tanosóma abdominal con 58 anillos, y un telosóma con 6 anillos (Denmark, 1983).

El ciclo biológico desde la eclosión hasta que alcanza el estado adulto se completa en alrededor de 6 días (García et al., 1991; Chin et al., 2002). Bajo temperaturas de 26 °C y humedad relativa del 70 %, el estado de huevo dura aproximadamente 5 días y, después de la eclosión, el estado de larva se completa en 3 días, seguido de un período de reposo de 4 horas para pasar al estado de ninfa, el cual a su vez dura 2 días. El estado adulto se inicia después de un segundo periodo de reposo de 12 horas (García et al., 1991).

Aunque no están disponibles muchos estudios sobre esta especie, en otras como *Aceria tulipae* Keifer, se ha determinado que cada individuo puede ovipositar de 12 (Staples; Allington, 1956) hasta 20 huevecillos (Del Rosarid; Sill, 1958) y producir hasta 3 millones de descendientes en 60 días, aunque no toda la descendencia sobrevive (Somsen; Sill, 1970). En este tipo de ácaros, la dispersión ocurre principalmente a través del viento, aunque una vez en la planta pueden movilizarse por sí solos o ser acarreados sobre el cuerpo de otros insectos (Gibson, 1957; Gamliel-Atinsky, 2009).

Aceria mangiferae se puede encontrar tanto en las yemas de brotes aparentemente sanos como en tejido malformado, siendo en este último donde se presentan las mayores poblaciones. En las yemas se localiza, principalmente, entre los primordios foliares medios y periféricos y en menores cantidades en la región meristemática (Figura 3); posiblemente, evitan partes de la yema donde se condensa mayor humedad, como ocurre en los meristemos y el domo (Peña et al., 2005). Los huevecillos son de color hialino y se depositan principalmente en el área pubescente de las escamas foliares, mientras que los estados móviles se concentran en el área basal no pubescente (Peña et al., 2005).

El ácaro *Oligonychus mangiferus* Rhaman y Spra (Acari: Tetranychidae) es la especie asociada al follaje (Lin, 2013; Ayala-Ortega et al., 2019), causa serios daños a las hojas como el enrollado de los bordes y defoliación (Galán-Saúco, 2009). Aunque los árboles no mueren, la fase vegetativa de la enfermedad impide el desarrollo del dosel y la fase floral reduce drásticamente la producción de frutos (Katoch et al., 2019).

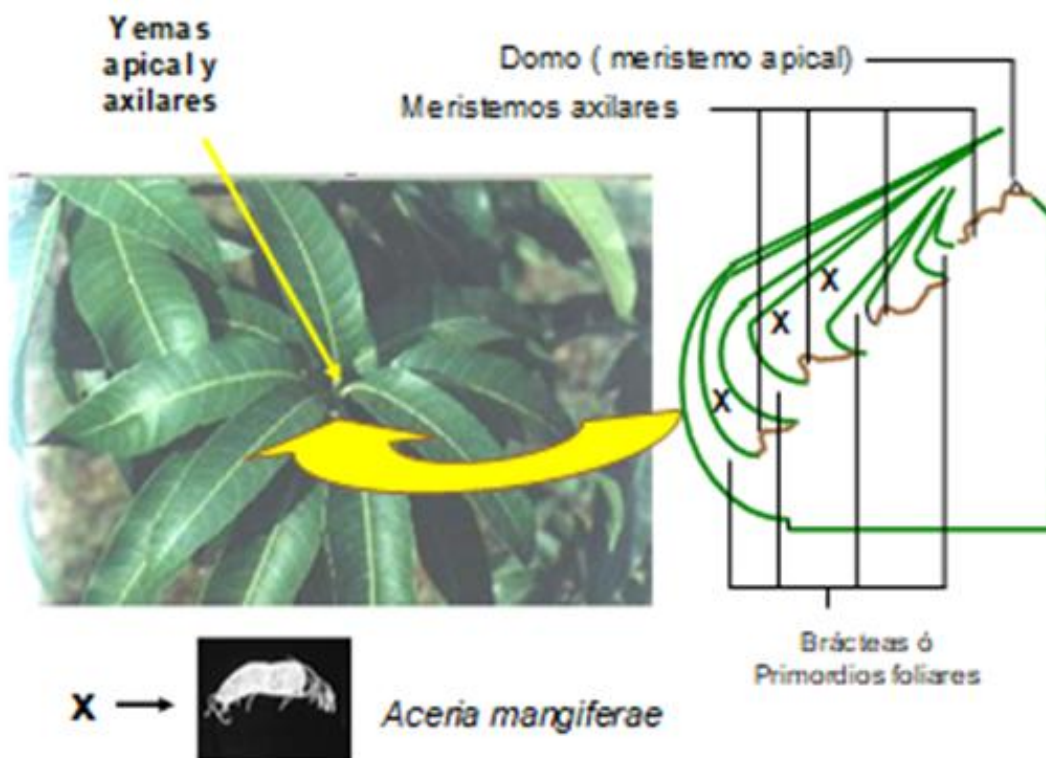


Figura 3. Estructura de una yema de mango (corte longitudinal) y localización de *A. mangiferae*.

Interacción ácaro-malformación

En un mismo árbol, dependiendo del nivel de infestación, se pueden encontrar desde yemas altamente infestadas hasta yemas totalmente libres del ácaro. Su detección se puede realizar mediante disección del tejido y revisión con microscopio y ocular 10x.

En algunos casos, su presencia se asocia con evidencias de necrosis dentro de la estructura de la yema. Algunos autores consideran que esta necrosis puede ser debida a la presencia de algún patógeno (Peña et al., 2005), mientras que otros señalan que también puede ser signo de actividad del ácaro (Alvarado-Ortiz et al., 2004).

Aunque *A. mangiferae* ha sido considerado solamente como vector de *Fusarium* spp., en los últimos años se ha clarificado su relación con la presencia de tejido malformado. Generalmente los mayores porcentajes de malformación floral se asocian con alta infestación por el ácaro, mientras que los más bajos niveles de daño se presentan en huertos con baja densidad poblacional.

Interacción ácaro-fenología del árbol-malformación

Además del clima, la fluctuación poblacional del ácaro a través del año también está influenciada por el número e intensidad de los flujos vegetativos que ocurren en el árbol, los cuales favorecen el crecimiento de sus poblaciones. Flujos muy intensos se acompañan generalmente de fuertes incrementos poblacionales.

Se ha observado, que cuando se inicia una brotación vegetativa el ácaro inicia la colonización de las yemas en los estados juveniles de los nuevos brotes en desarrollo, alcanzando sus máximas poblaciones cuando los brotes llegan a un estado de maduración media (alimonados). Cuando estos brotes maduran completamente, es probable que ya no resulten tan atractivos para el ácaro y entonces migran a nuevas brotaciones, en las cuales se reinicia nuevamente el proceso de colonización y ataque de las nuevas yemas.

Los brotes de mango contienen yemas axilares y terminales, cada una de las cuales está formada, a su vez, por brácteas o primordios foliares, meristemos axilares y meristemo apical o domo.

Bajo condiciones de alta temperatura [Max/Min > 30/20 °C] y humedad en el suelo, o con el estímulo de algunas prácticas de manejo, estas yemas pueden dar origen a un nuevo brote vegetativo; en este caso, las brácteas foliares, los meristemos axilares y el domo, pasan a formar las hojas, las yemas axilares y la yema terminal del nuevo brote, respectivamente. Por otro lado, bajo condiciones de bajas temperaturas, inductivas de diferenciación floral [Max/Min < 20/15 °C], o mediante la aplicación de alguna práctica de inducción, las yemas pueden derivar en la formación de una inflorescencia; en este caso, cada meristemo se constituye en cada una de las cimbras que constituyen la totalidad de la panícula (Figura 4).

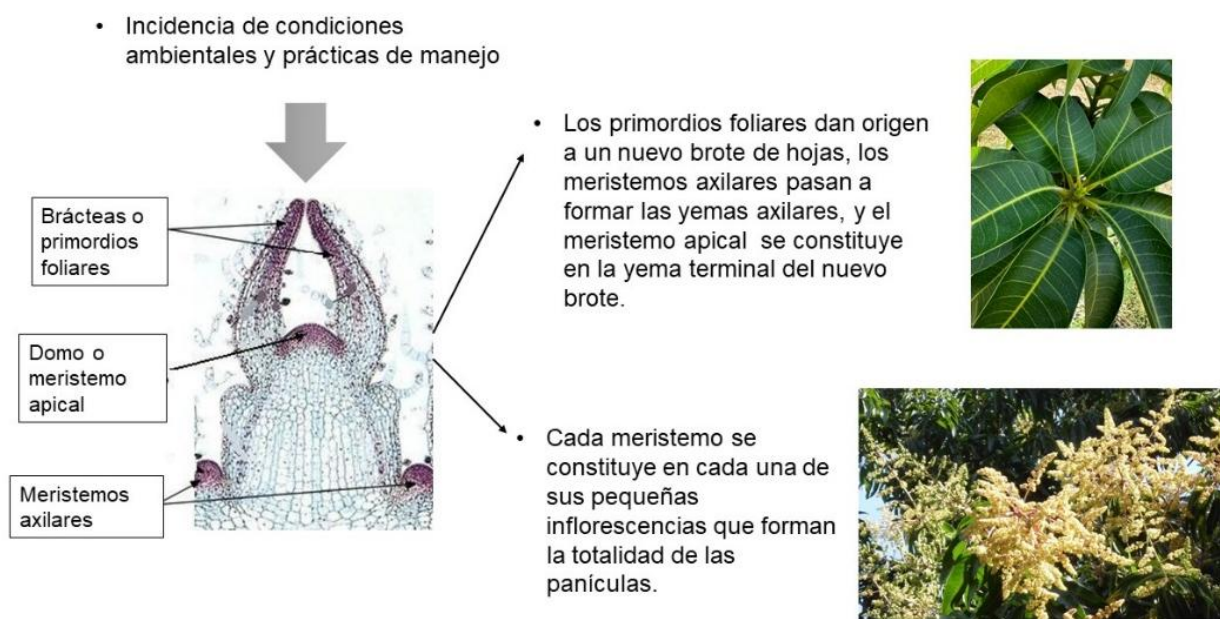


Figura 4. Proceso de brotación de una yema sana.

En algunos casos se pueden activar tanto las estructuras vegetativas como las reproductivas y dar lugar a inflorescencias mixtas vegetativo-reproductivas o reproductivo-vegetativas, dependiendo de la oportunidad en las que se presenten las condiciones climatológicas anteriormente señaladas. Este tipo de inflorescencias se caracterizan por estar acompañadas de estructuras foliares.

Bajo condiciones propicias para crecimiento vegetativo y en presencia del ácaro, cuando principia la brotación, se inicia la colonización de las yemas en formación en el nuevo brote en desarrollo,

alcanzando la máxima población cuando el brote llega a un estado de maduración media; etapas donde posiblemente se inicie asimismo el daño. Una vez que el brote madura, aunque puede ya no encontrarse el ácaro y el brote se encuentre aparentemente sano, probablemente el daño a la yema ya esté presente. Las heridas y la mayor humedad dentro de la estructura de la yema pueden predisponer, o no, al desarrollo de infecciones por *Fusarium*, y posiblemente sea la razón lógica de que no siempre se logre aislar al hongo en tejido malformado, y que aún en tejido sano, aunque en menores porcentajes también se detecte el patógeno, como reportan Ploetz y Gregory (1993) y Noriega-Cantú et al. (1999).

Cuando la yema de un brote maduro ya ha sido dañada, la nueva brotación puede redundar ya sea en malformación vegetativa o floral (Figura 5), dependiendo nuevamente de las condiciones anteriormente señaladas.

- Una vez que el nuevo brote madura, si la yema está dañada, cuando se estimula nuevamente la brotación, se pueden generar brotes vegetativos o inflorescencias mal formadas.

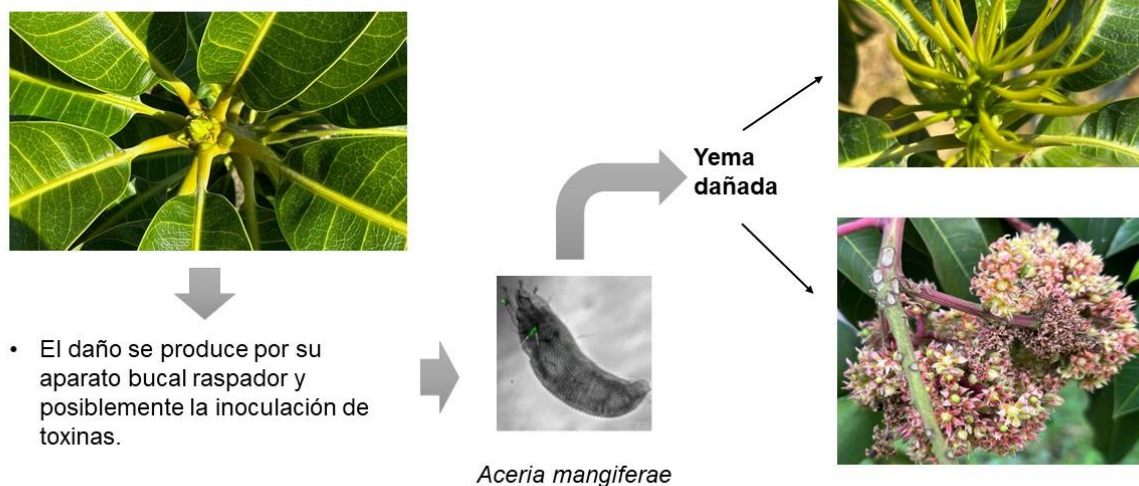


Figura 5. Proceso de brotación de una yema dañada.

En presencia de *Fusarium* los síntomas pueden estar además acompañados con “agallas”. Es posible que la infección ocurra posteriormente en brotes previamente dañados por el ácaro, o que se presente de manera simultánea con la infestación por el ácaro en brotaciones que ocurren al inicio de la época de lluvias.

Mientras los nuevos brotes malformados (vegetativos o reproductivos) se desarrollan es común encontrar en ellos poblaciones mucho más altas del ácaro (5 a 6 veces mayores) que en brotes aparentemente sanos. Posiblemente estas estructuras malformadas en estado fresco, se constituyan en los reservorios más importantes de la plaga para posteriores daños, y sea la causa de que se puede dificultar el control del ácaro cuando no se eliminan mediante poda (Mishra, 1995).

Aunque de ninguna manera se descarta la participación de los hongos en la manifestación de síntomas y aunque tampoco se puede concluir si las heridas que causa el ácaro en las yemas ocasionan

por sí solas la manifestación de la malformación o predispone al desarrollo de infecciones; en ambas posibilidades resulta evidente que el control del ácaro puede redundar en una disminución del problema.

PREVENCIÓN Y/O MANEJO DE LA ENFERMEDAD

Se necesita un enfoque integrado en su manejo para la producción sostenible de mango. Los sistemas de manejo integrado de plagas (MIP) se consideran generalmente clave para promover sistemas sostenibles, dado el creciente reconocimiento de los problemas ambientales asociados con la aplicación de plaguicidas sintéticos. Se ha prestado mayor atención a la sustitución de fungicidas sintéticos por nuevas estrategias, como cambios en las prácticas culturales, el uso de agentes de control biológico y compuestos naturales (Haggag et al., 2014).

El manejo de la enfermedad de la malformación puede tener muchas complicaciones debido a los factores que están involucrados: 1) El clima y la variación entre años, 2) El comportamiento irregular en el crecimiento del árbol y la dificultad en identificar los flujos vegetativos importantes que requieren protección, y 3) Las diferencias en el manejo al que se someten los huertos.

Indiscutiblemente que el mejor control se podría lograr con la protección de todos y cada uno de los flujos vegetativos que se presenten en el árbol o mediante la aplicación sistemática y frecuente de acaricidas durante la mayor parte del año. Sin embargo, esas posibilidades pueden ser poco viables por el alto costo que podrían representar. Otra posibilidad es el control solamente en épocas objetivo del año donde se tenga un alto potencial para el crecimiento poblacional del ácaro y donde se produzcan los nuevos brotes en los cuales se producirá la floración del siguiente ciclo. En este caso se contemplan dos alternativas.

La primera alternativa, se fundamenta en el hecho ampliamente documentado por varios autores, de que para la producción de mango se requiere inicialmente promover un crecimiento vegetativo vigoroso y compacto, seguido posteriormente de un periodo de descanso que permita que los brotes inicialmente formados maduren el tiempo suficiente para elevar sus posibilidades de floración, ya sea en forma natural o mediante alguna estrategia de inducción (Pérez-Barraza et al, 2023; Cerda-Ocaranza et al., 2024; Albores-Flores et al., 2024; Santos-Cárdenas et al., 2025). Por otro lado, se apoya en resultados de investigaciones en las cuales se ha podido determinar que se requieren cuando menos de 5 a 7 meses de descanso en el crecimiento del árbol, para lograr la suficiente madurez en los brotes y se pueda, además de lograr la floración, obtener mejores rendimientos de fruta (Davenport, 2007; García-Lozano, 2010).

Esta alternativa considera la posibilidad de estimular y compactar la brotación vegetativa en épocas objetivo para lograr la madurez requerida en la mayoría de los brotes. Esta época depende de la oportunidad con que se quiera lograr la floración: En marzo cuando se quiera la floración en octubre, o a más tardar hasta mayo o junio cuando se desee la floración en diciembre.

Una vez definida la época objetivo, la brotación se puede estimular mediante poda, laboreo del suelo, fertilización, alta frecuencia de riego, aplicación de reguladores de crecimiento u otras sustancias

que promuevan el crecimiento del árbol, etc. Después de realizar las prácticas o combinación de ellas que se hayan seleccionado, cuando la brotación se presente se pueden realizar dos o tres aplicaciones de acaricidas, enfocando el control a los estados juveniles de esos brotes (estados más susceptibles para el ataque por el ácaro).

Posteriormente, y a partir de que los nuevos brotes formados alcancen el color característico de brote “sazón”, se debe intentar detener brotaciones posteriores hasta el momento de la inducción a floración. Para lograr lo anterior, se puede reducir la intensidad y frecuencia de riego, evitar fertilizaciones nitrogenadas adicionales, evitar la realización de podas tardías ó mediante el uso de sustancias inhibidoras de crecimiento, etc.

En este caso, el control que se puede lograr depende de la eficiencia con que se puedan manipular estas etapas y la oportunidad de aplicación de los acaricidas o repelentes de insectos.

La segunda alternativa, consiste simplemente en realizar aplicaciones mensuales de acaricidas o repelentes de insectos durante los meses de marzo a julio, en los cuales generalmente ocurren los flujos vegetativos donde se producen los brotes que darán origen a las inflorescencias del siguiente ciclo. En este caso las aspersiones deberán también enfocarse a los estados juveniles de brotes en flujos vegetativos importantes que se presenten en ese periodo.

Manejo de ácaros y *Fusarium spp.*

La contaminación ambiental por plaguicidas está aumentando debido a su uso para intentar controlar diversas plagas y proteger cultivos agrícolas. Uno de los métodos potenciales para reducir la gravedad de las enfermedades de forma ambientalmente segura es el uso de compuestos naturales. Los compuestos naturales son aquellos productos que no se producen por síntesis química en laboratorios, sino que se encuentran en la naturaleza en sales minerales y agentes biológicos (Haggag et al., 2014).

Para el manejo de los ácaros se recomienda la aplicación de caldo sulfocálcico elaborado con 20 kg de azufre en polvo + 10 kg de cal viva, hervir en 100 L de agua por 45 minutos, dejar enfriar y colar para poder aplicar al follaje asperjado en dosis de 2% (Restrepo-Rivera; Hansel, 2006).

También se pueden combatir con azufre en dosis de 300 mL por cada 100 L de agua y no aplicar en 15 días posteriores aceites (Quintero-Sánchez et al., 2011).

Igualmente, Pal (2024), reportó que con la aspersión al follaje de azufre en polvo humectable al 80%, en dosis de 2 g L⁻¹, se pueden obtener buenos resultados. De 16.56 ácaros por brote en muestreo previo, y a los 15 días posteriores a la aplicación, encontró una disminución en la población de *A. mangiferae* a 1.28 ácaros por brote en promedio y registrando una longitud máxima en crecimiento en los brotes florales.

Análogamente, Abou-Awad et al. (2011) estudiaron el manejo de poblaciones de ácaros mediante plaguicidas y evaluaron la infestación que causa el ácaro *Aceria mangiferae* Sayed [ácaro del brote floral del mango] y *Metaculus mangiferae* (Attiah) [ácaro de la roya del mango] en un huerto abandonado de mango

en el cv. “Alphonso”. Reportaron que la abamectina (Vertimec 1.8 % CE a razón de 794 g/ha) asperjada al follaje, es un control prometedor contra los ácaros eriófidos del mango. Causó una reducción del 95 % y del 97 % en las poblaciones de *A. mangiferae* y *M. mangiferae* en brotes u hojas, respectivamente, durante los 35 días posteriores a las aplicaciones.

Aunado a lo anterior, para evitar la propagación del hongo como medida preventiva, se recomienda la desinfección de las herramientas utilizadas para la eliminación de la escoba de bruja sumergiendo en alguna solución de fungicida de contacto como el Captan, Mancozeb de 3.0 a 5.0 g por L de agua o yodo al 5 % alternando en cada corte de árbol a árbol (Figura 6).



Figura 6. Árbol de mango Tommy Atkins en floración, sin daño de escoba de bruja en las panículas, con manejo agronómico sustentable en el municipio de Múgica, Michoacán, México. Foto Dr. José Mario Miranda Ramírez, TecNM-ITSA.

El control biológico mediante antagonistas para reducir el uso de fungicidas químicos en un sistema de manejo integrado de enfermedades de las plantas ofrece una alternativa eficaz para controlar enfermedades (Haggag et al., 2014). Es por ello que, una buena alternativa es el uso de *Trichoderma harzianum* para el manejo de agentes causales (*Fusarium* spp.) de la enfermedad Escoba de Bruja del Mango. Los resultados se reflejan hasta al segundo año después de su aplicación (Figura 7).



Figura 7. Mango Ataulfo cultivado de manera orgánica, antes de cosecha en la localidad “El Letrero”, municipio de Múgica, Michoacán, México. Foto Dr. José Mario Miranda Ramírez, TecNM-ITSA.

De ahí que, Michel-Aceves et al. (2013) evaluaron *T. barzianum* con dos cepas nativas, Thzn-2 y Thzcf-12 en 1×10^8 conidios viables por g^{-1} en ambas, el producto comercial *T. lignorum* (MYCOBAC®) 2×10^7 conidios viables por g^{-1} comparados con Benomilo (BENLATE®) con 150 g; Benzotiazol + Metilen bistiocianato (BUSAN®) 200 mL y un testigo contra *Fusarium oxysporum* y *F. subglutinans* en mango Haden con 20 años de edad, en etapa de diferenciación floral y en una huerta comercial durante dos ciclos (dos años). Como punto de referencia realizaron una ligera poda fitosanitaria para eliminar inflorescencias y ramas vegetativas afectadas por la “escoba de bruja”, esto al inicio de la preparación del huerto (enero). Reportaron el número de inflorescencias sanas y enfermas por m^2 y totales. Los mejores resultados fueron para los microorganismos superando así a los fungicidas (Tabla 1).

Tabla 1. Número de inflorescencias sanas y enfermas por área de copa promedio y por año por m^2 en mango Haden (Tukey $P \leq 0.05$).

Producto	Inflorescencia sanas año 1	Inflorescencias sanas año 2	Inflorescencias promedio	Inflorescencias enfermas año 1	Inflorescencias enfermas año 2	Inflorescencias promedio
Thzn-2	584.59	363.39	473.99a	226.38	171.17	198.78
Thzcf-12	639.58	237.66	438.62ab*	272.44	227.55	250.00
MYCOBAC®	382.51	440.23	411.37ab*	260.18	175.33	217.76
BENLATE®	499.61	195.77	437.69ab*	374.97	213.87	294.42
BUSAN®	354.38	198.82	276.60b	308.99	276.02	292.51
Testigo	510.07	224.6	367.34ab*	472.54	274.45	373.50
Promedio	495.12	276.74	385.94	319.25	223.07	271.16

*Medias entre columnas seguidas con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey 0.05). Fuente: Michel-Aceves et al. (2013).

Prácticas culturales

Es importante señalar, que las inflorescencias afectadas continúan su crecimiento sin producir fruto hasta el final de la temporada, se marchitan y quedan como masas compactas de color negro que persisten hasta la temporada siguiente (Chávez-Contreras et al., 2001; Katoch et al., 2019). Las medidas de saneamiento adecuadas, incluyendo la eliminación y destrucción de los materiales infectados de malformación del mango, son importantes para prevenir la propagación de la enfermedad (Ploetz, 2007; Shahbaz et al., 2025). La severidad de la enfermedad puede reducirse con base en el saneamiento eliminando la densidad del inóculo dentro de las panículas infectadas y con aplicaciones oportunas de fungicidas efectivos (Freeman et al., 2015), o con microorganismos antagonistas.

Monitoreo y detección oportuna de la enfermedad

Es necesario realizar un monitoreo regular en los huertos de mango, asimismo detectar signos y síntomas de la enfermedad de la malformación del mango a tiempo y brindar un manejo adecuado y oportuno (Li et al., 2021). Un diagnóstico temprano permite la pronta implementación de medidas de control como la poda, o los tratamientos químicos y/o biológicos. Además, conocer los síntomas de la enfermedad contribuye a un manejo agronómico eficaz.

CONCLUSIONES

Este estudio resalta la importancia del mango y destaca la malformación que afecta al cultivo y disminuye su producción. El manejo sustentable de plagas, es una estrategia crucial para la agricultura contemporánea. El manejo integrado de plagas y enfermedades (MIPE) involucra la combinación de métodos culturales, biológicos y químicos para reducir los daños causados por estas. Esta metodología permite conocer la interacción ácaro-patógeno-hospedero para realmente evaluar el daño ocasionado y resalta la importancia del monitoreo constante de las poblaciones de plagas y enfermedad. La opción del control biológico y el uso racional de ciertos insecticidas, fungicidas y bactericidas es una buena alternativa que asegura la sostenibilidad del agroecosistema del cultivo de mango.

LITERATURA CITADA

- Abou-Awad, B. A., Metwally, A. S., & Al-Azzazy, M. M. (2011). Environmental management and biological aspects of two eriophyid mango mites in Egypt: *Aceria mangiferae* and *Metaculus mangiferae*. *Acarología*, 51(4): 481-497. <https://hal.science/hal-01600563/document>
- Albores-Flores, V. J., Grajales-Conesa, J., Pérez- Santos, G., Pérez-Escobar, K. J., López-García, J. A., Albores-Flores, C. I. & Utrilla-Vázquez, M. (2024). Miel como inductor de compuestos fenólicos, flavonoides y de crecimiento de fruto de mango var. Ataúlfo. *Tecnología en Marcha*, 37(2): 134-143. <https://doi.org/10.18845/tm.v37i2.6723>

- Alvarado-Ortiz, A. N., Acin, N. & Zamora, J. L. (2004). Crop profile for mangoes in Puerto Rico. USA: National information system for the regional IPM centers.
- Ansari, M. W., Rani, V., Shukla, A., Bains, G., Pant, R. C. & Tuteja, N. (2015). Mango (*Mangifera indica* L.) malformation: a malady of stress ethylene origin. *Physiol Mol Biol Plants*, 21(1): 1-8. <https://doi.org/10.1007/s12298-014-0258-y>
- Atencio-Valdespino, R., Herrera-Vásquez, J. Á., Aguilera-Cogley, V., & Vásquez-Osorio, A. (2024). Perspectiva general de los ácaros fitófagos en mango y marañón. *Revista Científica Guacamaya*, 9(1), 8-24. <https://doi.org/10.48204/j.guacamaya.v9n1.a5762>
- Attiah, H. H. (1955). A new eriophyd mite on mango from Egypt. *Bulletin de la Société Entomologique d'Egypte*, 39: 379-383. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/19570500308>
- Attiah, H. H. (1959). On the discovery of two economic species of eriophyd mites on mango and citrus trees in Florida. *The Florida Entomologist*, 42(4): 189-190. <https://doi.org/10.2307/3492236>
- Ayala-Ortega, J. D. J., Gutiérrez-Cuevas, O. A., Ávila-Val, T. D. C. & Vargas-Sandoval, M. (2019). Identificación del ácaro y el patógeno asociado a la malformación floral de mango en Gabriel Zamora, Michoacán. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 10(SPE23), 345-350. <https://doi.org/10.29312/remexca.v0i23.2034>
- Betancourt- Resendes, I., Velázquez-Monreal, J. J., Montero-Castro, J. C., Fernández-Pavía, S. P. & Lozoya- Saldaña, H. (2012). *Fusarium mexicanum* causal agent of mango malformation in Jalisco, Mexico. *Revista Mexicana de fitopatología*, 30(2): 115-127. https://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S0185-33092012000200002&script=sci_abstract&tlng=en
- Cerda-Ocaranza, M. G., Salgado-Mora, M. G., López-Reyez, D., Aguirre-Cadena, J. F. & Trigueros-Vázquez, I. Y. (2024). Respuesta de la Floración del Mango Ataulfo (*Mangifera indica* L. cv Ataulfo.) A diferentes Dosis de Paclobutrazol, en Huehuetán, Chiapas. *Ciencia Latina Revista Científica Multidisciplinar*, 8(4): 774-786. https://doi.org/10.37811/cl_rcm.v8i4.12319
- Chávez-Contreras, X., Vega-Piña, A., Tapia-Vargas, L. M., & Miranda-Salcedo, M. A. (2001). Mango, manejo y producción en el trópico seco de México. Libro técnico núm 1. Campo Experimental Valle de Apatzingán. CIRPAC-INIFAP. Michoacán, México. 108 pp.
- Chin, D., Brown, H., Brown, G., Pitkethle, Y. R., Conde, B., Owens, G., Kulkarn, V. & Smith, S. (2002). Pests, diseases and disorders of mangoes in the Northern Territory -An illustrated field guide. Department of Business, Industry and Resource Development, Northern Territory Government, Australia. 98 pp. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/20023188150>
- Davenport, T. L. (2007). Reproductive physiology of mango. *Brazilian Journal of Plant Physiology*, 19: 363-376. <https://doi.org/10.1590/S1677-04202007000400007>

- Del Rosarid, M. S. & Sill, W. H. (1958). A method of rearing large colonies of an eriophyd mite, *Aceria tulipae* (Keifer), in pure culture from a single egg or adult. *Journal of Economic Entomology*, 51(3): 303-306. <https://doi.org/10.1093/jec/51.3.303>
- Denmark, H. (1983). *Eriophyes mangiferae* (Sayed) a pest of mango (Acarina: Eriophyidae). Entomology Circular, Plant Industry Division, Florida Department of Agriculture and Consumer Services. 254(12): 1-2. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/19840510801>
- Doreste, S. E. (1984). Información sobre el eriófido del mango, *Eriophyes mangiferae* (Sayed), en Venezuela. *Revista de la Facultad de Agronomía de la Universidad Central de Venezuela*, 13: 91 -100. <http://pascal-francis.inist.fr/vibad/index.php?action=getRecordDetail&idt=9184490>
- Food and Agriculture Organization of the United Nations [FAO] (2026). Statistical database. <http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC> .
- Freeman, S., Shtienberg, D., Maymon, M., Levin, A.G. & Ploetz, R. C. (2014). New insights into the epidemiology of mango malformation disease lead to a new integrated management strategy for subtropical environments. *Plant Disease*, 98 (11): 1456-1466. <https://doi.org/10.1094/PDIS-07-14-0679-FE>.
- Freeman, S., Gamliel-Atinsky, E., Maymon, M., Shtienberg, D. & Youssef, S. (2015). Enfermedad de malformación del mango: etiología, epidemiología y manejo. *Acta Horticulturae*. 1075: 207-214. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2015.1075.23>
- Galán-Saúco, V. (2009). El cultivo del mango (Segunda Edición). Madrid, España: Mundi-Prensa.
- Gamliel-Atinsky, E., Freeman, S., Sztejnberg, A., Maymon, M., Ochoa, R., Belausov, E., & Palevsky, E. (2009). Interaction of the mite *Aceria mangiferae* with *Fusarium mangiferae*, the causal agent of mango malformation disease. *Phytopathology*, 99(2): 152-159. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-99-2-0152>
- García, R. J. S., Sánchez, G. M. C. & Espinosa, C. L. O. (1991). Identificación de los eriófidos asociados con la “escoba de bruja” del mango (*Mangifera indica* L.) y ciclo biológico de la especie más común. Memorias. XXVI Congreso Nacional de Entomología. Veracruz, Ver., México. p 59.
- García-López, E., Téliz-Ortiz, D., Villegas-Monter, Á., Hernández-Castro, E., Valdovinos-Ponce, G. & Mora-Aguilera, J. A. (2020). Tolerance of five mango cultivars to malformation disease in Mexico. *Journal of Plant Pathology*, 102(4): 1145-1151. <https://doi.org/10.1007/s42161-020-00592-5>
- García-Lozano, J. (2010). Fenología del cultivo del mango (*Mangifera indica* L.) en el alto y bajo Magdalena: bases conceptuales para su manipulación. Colombia: Corpoica. <http://hdl.handle.net/20.500.12324/13003>
- Gibson, W. W. (1957). Observations on the wheat curl mite, *Aceria tulipae* (K.), (Acarina, Eriophyidae) on wheat and sorghum sprouted under ripening wheat. *Journal of the Kansas Entomological Society*, 30(1): 25–28. <http://www.jstor.org/stable/25082223>

- Haggag, W. M., Shabaan, A. M., Nasr, A. K. & Abd El-Salam, A. M. E. (2014). Integrated pest management for sustainable mango production. *International Journal of Pharmaceutical Sciences and Research*, 29(2): 276-282.
- Hassan, A. S. (1944). Notes on *Eriophyes mangifera* SN (Acarine). nov. *Bulletin de la Société Entomologique d'Egypte*, 28: 179-180. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/19460500038>
- Khan, M.D. & Khan, A.H. (1960). Studies on malformation of mango inflorescence in West Pakistan. *Punjab Fruit J.* p 247-258.
- Katoch, P., Katoch, A., & Dangi, B. (2019). An overview on mango malformation and the potential approaches to their management. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 8(4): 621-626. <https://www.phytojournal.com/archives/view-pdf/8986/8-3-40>
- Kumar, J., Singh, U. S. & Beniwal, S. P. S. (1993). Mango malformation: one hundred years of research. *Annual Journal of Phytopathology*, 31(1): 217-232. <https://doi.org/10.1146/annurev.py.31.090193.001245>
- Kumar, A., Bhuj, B. D., Ram, S. & Singh, C. P. (2021). Mango malformation: etiology and preventive measures, *Annals of the Romanian Society for Cell Biology*, 25(6): 8025-8058. <http://annalsofrscb.ro/index.php/journal/article/view/6995>
- Li, D., Song, Z., Quan, C., Xu, X. & Liu, C. (2021). Recent advances in image fusion technology in agriculture. *Computers and Electronics in Agriculture*, 191: 106491. <https://doi.org/10.1016/j.compag.2021.106491>
- Lin, M. Y. (2013). Temperature-dependent life history of *Oligonychus mangiferus* (Acari: Tetranychidae) on *Mangifera indica*. *Experimental and Applied Acarology*, 61: 403-413. <https://link.springer.com/article/10.1007/s10493-013-9716-4>
- Marasas, W. F. O., Ploetz, R. C., Wingfield, M. J., Wingfield, B. D. & Steenkamp, E. T. (2006). Mango malformation disease and the associated *Fusarium* species, *Phytopathol*, 96: 667-672. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-96-0667>
- Michel-Aceves, A. C., Otero-Sánchez, M. A., Díaz-Castro, A., Martínez-Rojero, R. D., Ariza-Flores, R., & Barrios-Ayala, A. (2013). Biocontrol de la "Escoba de Bruja" del campo, con *Trichoderma* spp., en condiciones de campo. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 31(1): 1-12. https://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S0185-33092013000100001&script=sci_arttext
- Mishra, D. N. & Das, T. K. (1995). Efficacy of some pesticides and plant hormones in the control of mango bud mite and its impact on various growth characters. *Environment and Ecology*, 13(2): 354-360. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/19961101445>
- Molina-Cárdenas, L., López-Urquidez, G. A., Amarillas-Bueno, L. A., Vega-Gutiérrez, T. A., Tirado-Ramírez, M. A., Velázquez-Alcaraz, T. D. J., Velarde-Félix, S. & López-Orona C. A. (2021). Mango malformation disease caused by *Fusarium neocosmosporiellum* in Mexico. *Canadian Journal of Plant Pathology*, 43: 714-721. <https://doi.org/10.1080/07060661.2021.1880483>

- Montoya-Martínez, A. C., O'Donnell, K., Busman, M., Vaughan, M. M., McCormick, S. P., Santillán-Mendoza, R., Pineda-Vaca, D., Clapes-Garduño, L., Fernández-Pavía, S. P., Ploetz, R. C., Benítez-Malvido, J., Montero-Castro, J. C. & Rodríguez-Alvarado, G. (2022). Weeds harbor *Fusarium* species that cause malformation disease of economically important trees in Western Mexico. *Plant Disease*, 106(2): 612-622. <https://doi.org/10.1094/PDIS-06-21-1339-RE>
- Mosler, A. M. and Nesheim, N. (2002). Florida Crop / Pest Management Profile: Mango. Document CIR 1401. University of Florida. IFAS Extensión.
- Muthukumar, M., Bajpai, A., Soni, S. K., Singh, S. K., Bajpai, Y. & Kumar, S. (2025). Identifying the causal agent of floral malformation as *Fusarium* complex using metagenomic and metabolomic approaches, *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 136: 102556. <https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2024.102556>
- Narasimham, M. J. (1954). Malformation of panicles in mango incited by a species of *Eriophyes*. *Current Science*, 23: 297-298.
- Nariani, T. K. & Seth, M. L. (1962). Role of Eriophyd mites in causing malformation disease of mango. *Indian Phytopathol*, 15 (3-4): 231-234 <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/19641101365>
- Noriega-Cantú, D. H., Téliz, D., Mora-Aguilera, G., Rodríguez-Alcazar, J., Zavaleta-Mejía, E., Otero-Colinas, G., & Campbell, C. L. (1999). Epidemiology of mango malformation in Guerrero, Mexico, with traditional and integrated management. *Plant Disease*, 83(3): 223-228. <https://doi.org/10.1094/PDIS.1999.83.3.223>
- Noriega-Guzmán, R., & González-Hurtado, P. E. (2022). Aplicación de procesamiento de imágenes RGB (Back-End) para la detección de la enfermedad “Escoba de la bruja” IAFRUT. *Revista Foro de Estudios sobre Guerrero*, 9(2): 24-29. <https://revistafesgro.cocytieg.gob.mx/index.php/revista/article/view/53>
- Ochoa, R., Aguilar, H. & Sanabria, C. (1990). Ácaros fitoparásitos asociados al cultivo del mango (*Mangifera indica* L.) en Costa Rica. *Manejo Integrado de Plagas*, 16: 32-37. <https://repositorio.catie.ac.cr/handle/11554/10929>
- Ochoa, R., Aguilar, H. & Vargas, C. (1994). Phytophagous mites of Central America: an illustrated guide. Technical Series, Technical Manual no. 6. Editor CATIE: Turrialba, Costa Rica. 234 pp.
- Otero-Colina, C. G., Rodríguez, A. G, Fernández, P. S., Maymon, M., Ploetz, R. C., Aoki, T. & Freeman, S. (2010). Identification and characterization of a novel etiological agent of mango malformation disease in Mexico, *Fusarium mexicanum* sp. nov. *Phytopathology*, 100(11): 1176-1184. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-01-10-0029>
- Pal, R. (2024). An investigation on role of *Aceria mangiferae* (Acari: Prostigmata) for formation of mango malformation [Doctoral dissertation], Agricultural Entomology, Bidhan Chandra Krishi

- Viswavidyalaya, Mohanpur, Nadia-741252. <https://krishikosh.egranth.ac.in/items/6258d611-a253-43cf-8bbd-3ca0c401333d>
- Peña, J. E., Palevsky, E., Otero-Colina, G., Ochoa, R. & Meister, C. W. (2005). Mango bud mite, bionomics and control of *Aceria mangiferae* under Florida conditions. In *Proceedings of the Florida State Horticultural Society*, 118: 228-234.
- Pérez-Barraza, M. H., Santos-Cárdenas, M. V., Álvarez-Bravo, A., Cano-Medrano, R., & González-Acuña, I. J. (2023). Avances recientes en inducción floral, desarrollo de fruto y cuajado en mango (*Mangifera indica* L.). *Acta Horticulturae*, 1415: 265-278. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2025.1415.32>
- Pernezny, K. & Ploetz, R. C (2000). Some common mango diseases in Florida. Center for Tropical Research and Education. University of Florida. Homestead, USA.
- Pinkas, Y. & Gazit, S. (1992). Mango malformation - control strategies. 4th. Int. Mango Symp. Miami, USA. 5-10 July. p. 22.
- Ploetz, R. C. & Gregory, N. F. (1993). Mango malformation in Florida: Distribution of *Fusarium subglutinans* in affected trees, and relationship among strains within and among different orchards. *Acta Horticulturae*, 341: 388 - 394. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.1993.341.43>
- Ploetz, R. C., Zentmyer, G. A., Nishijima, W. T., Rohrbach, K. G. & Ohr, D., eds. (1994). Compendium of Tropical Fruit Diseases. The American Phytopathological Society, St. Paul, MN.
- Ploetz, R. C. (2001). Malformation: a unique and important disease of mango, *Mangifera indica* L. In B. A. Summerell, J. F. Leslie, D. Backhouse, W. L. Bryden and L. W. Burgess (eds), *Fusarium*: Paul E. Nelson Memorial Symposium (St Paul: APS Press), pp. 233- 247. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/20013135878>
- Ploetz, R. C. (2007). Diseases of tropical perennial crops: challenging problems in diverse environments. *Plant Disease*, 91(6), 644–663. <https://apsjournals.apsnet.org/doi/pdf/10.1094/PDIS-91-6-0644>
- Prasad, A., Nirwan, R. S. & Singh, S. (1972). Mango malformation – A review of work done at the Horticultural Research Institute, Saharanpur, India. *Acta Horticulturae*, 24: 229 -231. https://www.actahort.org/books/24/24_42.htm
- Quintero-Sánchez, R., Gioanetto, F. & Díaz-Vilchis, J. T. (2011). El cultivo de mango orgánico. Morelia Michoacán, México: Ediciones Michoacanas, S. A.
- Raina, K. & Ram, S. (1991). Occurrence of malformin - like substances in malformed mango seedling. *Acta Horticulturae*, 291: 272-278. https://www.actahort.org/books/291/291_30.htm
- Ram, S. (1991). Horticultural aspects of mango malformation. *Acta Horticulturae*, 291: 235-252. https://www.actahort.org/books/291/291_27.htm
- Ram, S. & Yadav, V. K. (1999). Mango malformation: a review. *Journal of Applied Horticulture* (Lucknow), 1(1): 70-78. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/19990312973>

- Restrepo-Rivera, J. & Hansel, J. (2006). Manual práctico El A, B, C de la agricultura orgánica y panes de piedra. Cd. Mx., México: Secretaría del Medio Ambiente.
- Román-Román, L., Vega-Gutiérrez, T. A., Tirado-Ramírez, M. A., Cázarez-Flores, L. L., Molina-Cárdenas, L. & Rojo-Báez, I. (2025). Caracterización morfológica y molecular de *Fusarium incarnatum* asociado a la Malformación del Mango (*Mangifera indica*) en Sinaloa, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 43(2): 1-8. <https://doi.org/10.18781/R.MEX.FIT.2407-1>
- Santillán-Mendoza, R., Pineda-Vaca, D., Fernández-Pavía, S. P., Montero-Castro, J. C., Goss, E. M., Benítez-Malvido, J., & Rodríguez-Alvarado, G. (2019). Genetic diversity of *Fusarium mexicanum*, causal agent of mango and big-leaf mahogany malformation in Mexico. *Molecular Biology Reports*, 46(4): 3887-3897. <https://doi.org/10.1007/s11033-019-04832-5>
- Santos-Cárdenas, M. V., Pérez-Barraza, M. H., Alejo-Santiago, G., Aburto-González, C. A. & Arrieta-Ramos, B. G. (2025). La poda modifica brotación vegetativa y proceso de floración en mango 'Ataulfo'. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 16(1): 1-12. e3264. <https://doi.org/10.29312/remexca.v16i1.3264>
- Sayed, M. T. (1946). *Aceria mangiferae* nov. spec. (*Eriophyes mangiferae* Hassan MS) (Acarina-Eriophyidae). *Bulletin de la Société Fouad Premier d'entomologie*, 30: 7 – 10. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/19480500659>
- Secretaría de Desarrollo Rural - Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera [SADER-SIAP]. (2026). Anuario estadístico de la producción agrícola 2023 en México. <https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/>
- Shahbaz, M., Seelan, J. S. S., Abasi, F., Fatima, N., Mehak, A., Raza, M. U., Raja, N. I. & Proćków, J. (2025). Nanotechnology for controlling mango malformation: a promising approach. *Journal of Biomolecular Structure and Dynamics*, 43(5), 2610-2630. <https://doi.org/10.1080/07391102.2024.2312449>
- Singh, L. B., Singh, S. M. & Nirvan, R. S. (1961). Studies on mango malformation: I Review, symptoms, extent, intensity and cause. *Horticulturae Advance*, 5: 197-207.
- Singh, Z. & Dhillon, B. S. (1989). Presence of malformin-like sustances in malformed floral tissues of mango. *Journal of Phytopathology*, 125(2): 117-123. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/19891132203>
- Singh, P. K. (1997). Biology of some mites associated with mango malformation. M.Sc. Thesis. Departament of Entomology, N. D. University of Agriculture and Technology, India. 50 p.
- Somsen, H. W. & Sill, W. H. (1970). The wheat curl mite, *Aceria tulipae* Keifer, in relation to epidemiology and control of wheat streak mosaic. Kansas Agricultural Experiment Station. Research Publication 162. 24 p. <https://extension.k-state.edu/historicpublications/pubs/STB162.pdf>

- Staples, R. & Allington, W. B. (1956). Wheat streak mosaic in Nebraska and its control. Research Bulletin: Nebraska Agricultural Experiment Station Bulletin No. 178. 40 p.
<https://digitalcommons.unl.edu/ardhistrb/198/>
- Summanwar, A. S. & Raychoudhury, S. P. R. (1968). The role of the Eriophyid mite (*Aceria mangiferae*) in the causation of mango malformation. *Indian Phytopathol*, 21(4): 463-464.
<https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/19729502102>
- Vega-Piña, A. & Miranda-Salcedo, M. A. (1993). Distribución, incidencia y severidad de la escoba de bruja del mango (*Mangifera indica* L.) en el Valle de Apatzingán, Mich. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 11: 1-4.
- Wafa, A. K. & Osman, A. A. (1972). Control of mango bud mite, *Aceria mangiferae* Sayed, on mango trees in Egypt (Acarina). *Bulletin of the Entomological Society of Egypt. Economic Series*, 6: 231-238.
<https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/19740517214>
- Watt, G. (1891). A Dictionary of Economic Products of India (Calcutta: Government Printing Press).
https://assets.cambridge.org/97811080/68734/excerpt/9781108068734_excerpt.pdf
- Yadav, T. D. (1972). Role of mango bud mite *Aceria mangiferae* Sayed in mango malformation. *Acta Horticulturae*, 24: 238. https://www.actahort.org/books/24/24_46.htm
- Zakaria, L. (2023). *Fusarium* species associated with diseases of major tropical fruit crops. *Horticulturae*, 9(3): 322. <https://doi.org/10.3390/horticulturae9030322>

Control Biológico de Pulgones del Nogal Pecanero

Biological Control of Pecan Aphids

Recibida em: 13/12/2025

Aprobado em: 17/03/2026

 10.46420/9786585756778cap3

Jared Cenicerros-García¹ 

Urbano Nava-Camberos^{1‡} 

José Luis García-Hernández¹ 

Verónica Ávila-Rodríguez² 

Alfredo Daniel Rivera-Zamarripa³ 

Priscilla Yamilhet Montes-Orona¹ 

Rafael Zúñiga-Valenzuela¹ 



¹ Facultad de Agricultura y Zootecnia, Universidad Juárez del Estado de Durango. Carretera Gómez Palacio - Tlahualilo Km. 32. Venecia, Gómez Palacio, Dgo. México. C.P. 35111

² Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Juárez del Estado de Durango. Av. Universidad s/n Fraccionamiento Filadelfia. Gómez Palacio, Dgo, México. C.P. 35010

³ Universidad Politécnica de la Región Laguna, Calle Sin Nombre Sin Número Ejido Santa Teresa Municipio de San Pedro de las Colonias, Coahuila, México C.P. 27942.

‡ Autor para correspondencia: nava_cu@hotmail.com

RESUMEN

La producción de nuez en México se ha incrementado considerablemente en los últimos años ocupando el cuarto lugar en superficie plantada de nogal y el quinto en producción de nuez pecanera a nivel mundial y con esto un gran impacto económico. Uno de los factores que limitan la producción de nuez es un complejo de pulgones llamados pulgón amarillo, pulgón amarillo de alas con márgenes negros y pulgón negro. El control de estos áfidos es mediante el empleo de plaguicidas altamente tóxicos en la mayoría de los ciclos agrícolas, mismos que afectan la fauna benéfica además de contaminar el medio ambiente, por esta razón actualmente ha ido aumentando su resistencia a este tipo de insecticidas, por lo que es necesario recurrir al uso de sus enemigos naturales para disminuir sus poblaciones. Regularmente se encuentra una diversa cantidad de enemigos naturales de áfidos en las huertas nogaleras, los cuales realizan un control sobre las poblaciones de la plaga y las mantienen por debajo del umbral económico de acción, considerando al control biológico natural como una de las alternativas y estrategias más importantes para el manejo de áfidos. Al combinarse las actividades entre los distintos enemigos naturales se da dicho control. Los enemigos naturales son sumamente importantes; sin embargo, se ha reportado que el control mediante los antes mencionados es eficiente en términos de regulación, ya en un contexto de manejo integrado de plagas, esta estrategia debe ser combinada con otros métodos de control, como la integración de control biológico con el control químico empleando productos selectivos o biorracionales.

Palabras clave: *Enemigos naturales*, depredadores, insectos plaga, parasitoides.

SUMMARY

Pecan production in Mexico has increased considerably in recent years, ranking fourth worldwide in planted area and fifth in pecan nut production, generating a significant economic impact. One of the factors limiting pecan production is the aphid complex composed of the yellow pecan aphid, the black-margined aphid, and the black pecan aphid. The control of these aphids is commonly achieved through the use of highly toxic pesticides during most agricultural cycles, which negatively affect beneficial fauna and contribute to environmental contamination. For this reason, aphids have increasingly developed resistance to these types of insecticides, making it necessary to resort to the use of their natural enemies to reduce their populations. A diverse group of aphid natural enemies is commonly found in pecan orchards. These organisms exert control over pest populations and maintain them below the economic action threshold, considering natural biological control as one of the most important alternatives and strategies for aphid management. The combined activity of different natural enemies contributes to this regulation. Natural enemies are extremely important; however, it has been reported that although control through these organisms is effective in terms of population regulation, within an integrated pest management context this strategy should be combined with other control methods. These include the

integration of biological control with chemical control through the use of selective or biorational products.

Index words: Biological control, natural enemies, predators, pest insects, pecan, parasitoids.

INTRODUCCIÓN

Las plagas y enfermedades constituyen uno de los principales factores que limitan la productividad agrícola a nivel mundial, ya que ocasionan daños directos e indirectos en los cultivos, reduciendo tanto el rendimiento como la calidad de las cosechas. En México, estos problemas fitosanitarios representan una amenaza constante para la seguridad alimentaria y la rentabilidad de los sistemas agrícolas. Se estima que las pérdidas ocasionadas por plagas, enfermedades y malezas en la producción agrícola nacional oscilan entre el 13 y el 15% anual, lo que equivale aproximadamente a pérdidas económicas cercanas a los 2,500 millones de dólares (Byerly et al., 1998; Oerke, 2006).

Además de las pérdidas directas en la producción, el manejo de estos organismos dañinos implica un incremento considerable en los costos de producción, principalmente debido al uso intensivo de plaguicidas químicos. En este sentido, se estima que los productores agrícolas de México invierten alrededor de 400 millones de dólares anualmente en la compra de plaguicidas, liberando al ambiente más de 25 mil toneladas de ingrediente activo con el objetivo de reducir los daños causados por insectos, ácaros, patógenos y otros organismos nocivos para los cultivos (Byerly et al., 1998; Pimentel, 2005). Si bien estos productos han contribuido de manera importante al control de plagas, su uso indiscriminado ha generado diversos problemas, entre los que destacan la contaminación ambiental, efectos adversos sobre organismos benéficos, riesgos para la salud humana y la aparición de poblaciones de plagas resistentes a los insecticidas (Georghiou, 1990; Pimentel, 2005).

En el caso específico del nogal pecanero (*Carya illinoensis*), uno de los cultivos frutales de mayor importancia económica en el norte de México, el manejo de plagas se ha basado tradicionalmente en el uso de insecticidas de amplio espectro. Entre las principales plagas que afectan a este cultivo se encuentra el complejo de pulgones del nogal, integrado principalmente por el pulgón amarillo del nogal (*Monelliopsis pecanis*), el pulgón amarillo de márgenes negros (*Monellia caryella*) y el pulgón negro del nogal (*Melanocallis caryaefoliae*). Estos insectos se alimentan de la savia de las hojas, provocando debilitamiento del árbol, reducción en la capacidad fotosintética y, en infestaciones severas, defoliación prematura y disminución del rendimiento y la calidad de la nuez (Teddars, 1978; Aguilar, 2007).

El control de estas plagas en las diferentes regiones productoras de nogal en México ha dependido en gran medida de aplicaciones repetidas de insecticidas químicos. Sin embargo, esta estrategia ha generado diversas consecuencias negativas, entre ellas el incremento en los costos de producción, el desarrollo de resistencia en las poblaciones de plagas, la eliminación de enemigos naturales y el desequilibrio ecológico dentro del agroecosistema (Sparks, 1992; Pimentel, 2005). Debido a ello, en los últimos años ha surgido un creciente interés por el desarrollo e implementación de estrategias de manejo

integrado de plagas (MIP), las cuales buscan combinar diferentes tácticas de control químico, biológico, cultural y biorracionales, con el objetivo de mantener las poblaciones de plagas por debajo del umbral económico de daño, reduciendo al mismo tiempo el impacto ambiental y favoreciendo la conservación de organismos benéficos (Kogan, 1998; Torres; Bueno, 2018).

En este contexto, el uso de insecticidas selectivos y productos biorracionales se ha considerado una alternativa prometedora para el manejo del complejo de pulgones del nogal, ya que permiten un control eficaz de las plagas con menor impacto sobre los enemigos naturales, contribuyendo así a la sostenibilidad de los sistemas de producción de nogal pecanero.

PULGONES DEL NOGAL

Generalidades sobre los Pulgones del Nogal

Se trata de pequeños insectos de cuerpo blando que se alimentan succionando savia de las hojas, del orden Hemípteros y familia Aphididae. Tienen un aparato bucal picador succionador. Existen tres especies de pulgones: el pulgón amarillo de márgenes negros (*Monellia caryella* Fitch), el pulgón amarillo del nogal (*Monelliopsis pecanis* Bissel) y el pulgón negro del nogal (*Melanocallis caryaefoliae* David). El daño, biología y control son similares para las distintas especies. Los pulgones atacan el follaje del nogal, año con año representan un problema de importancia en todas las regiones nogaleras del país (Aguilar, 2007).

Pulgón amarillo del nogal *Monelliopsis pecanis* Bissel. El pulgón amarillo presenta un color amarillo a amarillo pálido (Figura 1). Los pulgones tienen ciclos de vida cortos y alta capacidad reproductiva por lo cual si se mantienen condiciones ambientales favorables las poblaciones pueden incrementarse rápidamente; pueden llegar a producir unas 30 generaciones por año (Madero et al., 2016).



Figura 1. Pulgón amarillo del Nogal (*Monelliopsis pecanis* Bissel).

Pulgón amarillo de alas con márgenes negros (*Monellia caryella* Fitch). El pulgón amarillo de márgenes negros presenta un color amarillo a amarillo pálido, con una lista negra a lo largo de los bordes de las alas y en los bordes de la cabeza y el tórax (Figura 2). Las alas se mantienen aplanadas cuando están en reposo. Las hembras otoñales de esta especie presentan bandas negras longitudinales en la mayoría de los sectores del cuerpo (Madero et al., 2016)



Figura 2. Pulgón amarillo de alas con márgenes negros (*Monellia caryella* Fitch)

Pulgón negro del nogal *Melanocallis caryaefoliae* Davis. Estos insectos tienen el cuerpo en forma periforme y las ninfas son de color verde oliva oscuro, los adultos son de color negro; sus alas son grandes con relación a su vientre y tienen una forma de cresta muy prominente durante el reposo (Figura 3). Tienen un aparato bucal chupador con el que extraen el jugo de las hojas, comiendo principalmente la mitad inferior de las hojas, desplazándose gradualmente hacia la base de la hoja (Madero et al., 2016).



Figura 3. Pulgón negro del nogal (*Melanocallis caryaefoliae* Davis)

Biología y Hábitos

El ciclo de vida de los pulgones es corto y la tasa de reproducción es alta, por lo que las poblaciones pueden crecer rápidamente si se mantienen condiciones ambientales favorables; Pueden producir unas 30 generaciones al año. Su ciclo de vida incluye una fase sexual y otra asexual. Los huevos sobreviven al invierno protegidos de heridas en la corteza de ramas y troncos. En la primavera, las ninfas (crías) eclosionan y comienzan a comer las hojas en expansión; al cabo de unos siete días (a 22 °C) alcanzan el estado adulto y comienzan a producir nuevas crías por partenogénesis sin pasar por el óvulo. El promedio de vida de los adultos es de treinta y cuatro días. Durante la primavera y el verano, las poblaciones están formadas por hembras y ninfas que se reproducen sin machos, produciendo generación tras generación siempre que se mantengan las condiciones ambientales adecuadas. A medida que el verano se acerca al final, los machos aparecen en poblaciones que se aparean con las hembras, quienes

luego ponen sus huevos durante el invierno en la corteza de los árboles. La temperatura óptima para el desarrollo es de 25 °C y, a medida que aumentan las temperaturas, el desarrollo se acelera (Madero et al., 2016).

Daños al Nogal Pecanero

Estos insectos causan problemas en el nogal de dos diferentes formas: por daño directo a las hojas mediante extracción de savia y por daño indirecto por excreción de mielecilla. El daño directo lo provocan cuando con sus aparatos bucales picadores succionadores remueven savia y nutrientes de la planta desde las nervaduras de las hojas. Mientras se van alimentando, ocurre el daño indirecto en el cual los pulgones excretan una sustancia azucarada pegajosa que se deposita sobre las hojas; sobre esta sustancia puede depositarse un hongo saprófito (conocido como fumagina) que puede llegar a cubrir totalmente las hojas en condiciones de alta humedad ambiental, interfiriendo en la captación solar y afectando la capacidad fotosintética de la planta.

Al picar y succionar la savia puede reducir la eficiencia fotosintética y el tamaño de la hoja, y las infestaciones intensas a fines del verano pueden causar una destrucción severa de la hoja, esto puede llevar a una reducción en el rendimiento y la calidad del cultivo ya que la producción de carbohidratos se reduce durante el llenado de la fruta (SAGARPA, 2002).

El pulgón negro es mucho más destructivo que los pulgones amarillos: tres pulgones negros por hoja compuesta pueden causar daños severos y destrucción de hojas. Estos mientras se alimentan, inyecta un veneno que hace que los tejidos internervales se vuelvan amarillos y causa necrosis. Estas áreas afectadas, de hasta un cuarto de pulgada de ancho, se vuelven marrones y mueren. Las hojas dañadas caen rápidamente, llegando a defoliar el nogal. La caída prematura de hojas reduce el llenado de nueces y afecta la producción (Nava; Ramírez, 2002).

Dinámica poblacional

Las densidades poblacionales de los áfidos amarillos (*M. caryella* y *M. pecanisi*) a través del año exhiben un patrón bimodal: es decir, un pico poblacional de mayo a junio, una presencia mínima de áfidos en julio, posteriormente un segundo pico poblacional al final del ciclo del cultivo, entre los meses de agosto y septiembre. La magnitud de los picos poblacionales depende del manejo de plagas que se le dé, en algunos casos es regulada por los enemigos naturales y la escasa presencia de la plaga a mitad del ciclo es debido al aumento de la temperatura máxima diaria. En primavera, a partir de los 32°C la densidad incrementa rápidamente, hasta alcanzar su máximo a los 35°C (mayo) y decrece a partir de los 36°C (junio). Cuando rebasa los 38°C de temperatura la población decrece, y cuando desciende a 36°C nuevamente comienza a crecer la población de áfidos (Tarango et al., 2013a). Recientemente en una investigación realizado en el año 2023, se observó la fluctuación poblacional de áfidos amarillos y negros

en una huerta testigo sin tratar, en el cual, las densidades de pulgones amarillos se incrementaron gradualmente hasta alcanzar un pico poblacional a fines de junio y principios de julio (21 de junio a 4 de julio), observándose posteriormente una drástica reducción de la población. Por otra parte, el pulgón negro al final del ciclo entre el mes de agosto y septiembre empezó a incrementar su densidad poblacional (Figura 4) (Ceniceros et al., 2023).

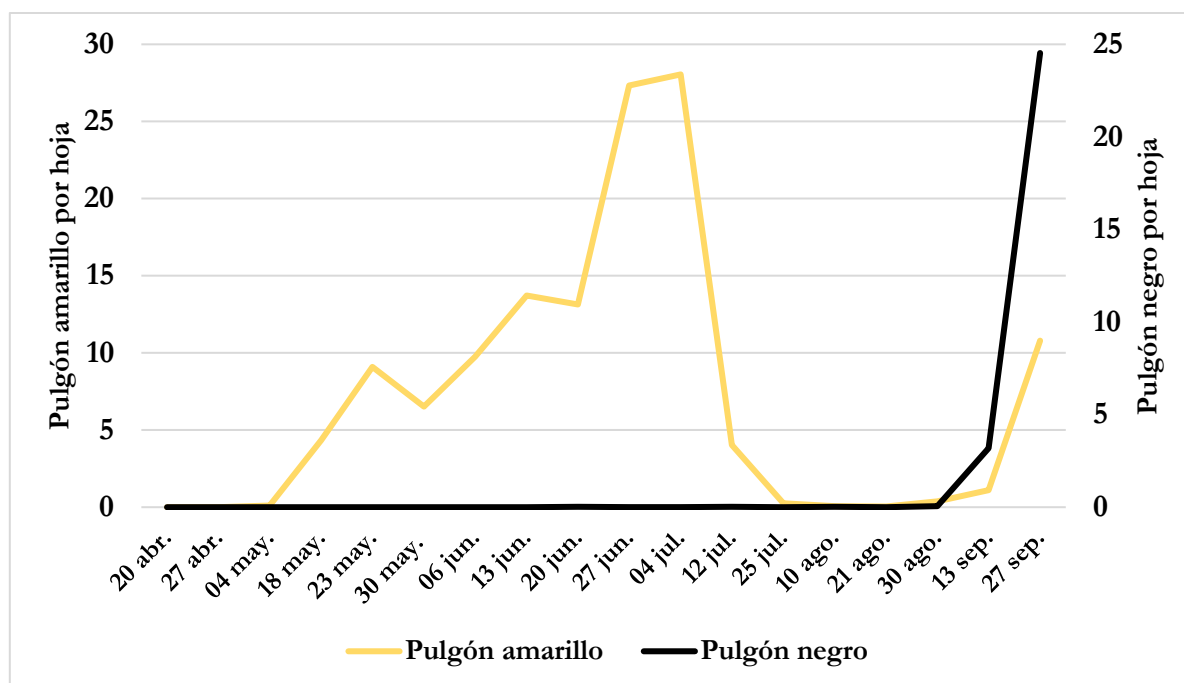


Figura 4. Dinámica poblacional del complejo de pulgones en huerta sin tratar.

Manejo de Pulgones del Nogal

Muestreo. El muestreo de los pulgones radica en revisar 10 hojas al azar por árbol en un total de 10 árboles seleccionados al azar por hectárea. Las hojas se toman a una altura estimada de 2 m, tanto de la parte central como de la periferia del árbol. Se debe inspeccionar el huerto semanalmente para monitorear las densidades poblacionales, si las poblaciones son muy elevadas la unidad de muestreo pueden ser determinados folíolos, en vez de toda una hoja compuesta (Ávila et al., 2016).

Umbrales económicos. El umbral económico de acción que se ha reportado para la región de Texas, Coahuila y Chihuahua es de entre 20 y 30 pulgones amarillos por hoja compuesta y de 2 a 4 para pulgón negro (Ávila et al., 2016).

Métodos de control

Control biológico: Es sumamente importantes estudiar la actividad de los depredadores naturales en cada agroecosistema, de esta manera aprovechar el mecanismo de control biológico natural. En huertas sin uso histórico de plaguicidas, el sistema nogal-áfidos-áfidosfagos tiende al equilibrio; lo cual significa que cuando los enemigos naturales nativos son protegidos, se da una regulación natural de la

plaga eficaz (Liao et al., 1985). El control biológico a través de sus estrategias (importación, incremento y conservación) de los enemigos naturales puede conllevar a una regulación de especies de plagas a largo plazo. En los últimos años esta estrategia se ha convertido en una de las más importantes para el manejo de áfidos en las nogaleras del norte de México.

Control químico: Existen diversas opciones para integrar el control biológico y el químico, los cuales son la utilización de insecticidas selectivos, biorracional o de bajo impacto sobre los enemigos naturales. De esta manera, se pueden utilizar insecticidas sistémicos para evitar la exposición directa de los enemigos naturales al tóxico. Asimismo, es posible minimizar la exposición de los enemigos naturales a los productos tóxicos mediante su utilización selectiva en base al método, lugar y época de aplicación. (Ávila et al., 2016) La combinación de umbrales de acción para plagas e índices o mediciones de la actividad de los enemigos naturales para tomar decisiones de tratamientos con insecticidas es una buena manera de integrar el control químico y biológico (Ellington et al., 2002).

Resistencia vegetal: La resistencia vegetal es generalmente compatible con el control biológico, siempre y cuando el uso de insecticidas sea reducido o eliminado. En relación con la interacción entre los mecanismos de resistencia vegetal y la acción de control de los enemigos naturales, se han observado efectos negativos en los insectos benéficos cuando se han expuesto a niveles elevados de resistencia aleloquímica o morfológica, por lo que es necesario desarrollar cultivares con niveles moderados de resistencia a insectos para su uso en programas de MIP (Badii et al., 2000).

DEPREDADORES DE PULGONES

Generalidades sobre Depredadores

Un depredador, es aquel organismo que, durante su ciclo de desarrollo, consume más de un individuo o presa y que activamente busca su alimento. Los depredadores se pueden agrupar en: polífagos, como *Chrysoperla carnea*, que se alimenta de un rango amplio de presas; oligófagos, como *Zelus* spp., que ataca a un rango más estrecho de presas y; monófagos, como *Rodolia cardinalis*, que únicamente se alimenta de una presa, es decir, son altamente específicos. Desde el punto de vista del control biológico, los depredadores oligófagos y monófagos, son considerados como mejores agentes de control. Las características deseables de los enemigos naturales son: adaptabilidad a cambios ambientales, especificidad, alta capacidad de crecimiento en respuesta a su presa, alta capacidad de búsqueda, sobre todo a bajas densidades de la presa, sincronización con el desarrollo de su presa y capacidad para modificar el factor de densidad-dependencia. El proceso de depredación es influenciado por diversos factores que deben ser debidamente descritos y explicados. Se han determinado cinco de estos componentes, que se indican a continuación: 1) densidad de la presa, 2) densidad del depredador, 3) características ambientales, como número y diversidad de dietas alternas, 4) mecanismos de defensa de la presa y 5) estrategias de ataque del depredador. Es obvio que los primeros dos factores, al estar presentes

en todos los procesos, se consideran como básicos; mientras que los restantes, se denominan auxiliares, debido a que en algunos casos están ausentes (Badii et al., 1998).

El control biológico mediante depredadores se utiliza en muchos cultivos agrícolas, y en el caso del nogal, se ha tenido éxito contra el complejo de pulgones, dándole un peso muy importante a la utilización de cultivos de cobertera, como táctica de conservación de enemigos naturales.

Los depredadores que más se utilizan en árboles de nogal, son: crisopa verde, *Chrysoperla carnea* (Stephens) y *C. rufilabris* Stephens, catarinita japonesa, *Harmonia axyridis* Pallas, catarinita gris, *Olla v-nigrum* Mulsant y la catarinita convergente, *Hippodamia convergens* Mulsant. Otros depredadores de gran importancia son algunas especies nativas de chinche asesina, *Zelus* spp.

CRISOPAS VERDES

Las crisopas verdes son sin duda los depredadores más estudiados a nivel mundial, de los cuales se conoce su biología, fluctuación poblacional en diferentes sistemas de producción, eficiencia como depredador, densidades de liberación y método de cría, entre otros (Agnew et al., 1981; LaRock; Ellington, 1996; Ramírez; Nava, 1998; Ontiveros, 2001; Martínez, 2002; Aguilar, 2002). Este insecto es de cuerpo esbelto y blando, de color verde amarillento, con alas transparentes ligeramente más largas que el cuerpo, mide de 13 a 18 mm de longitud. El estado biológico de mayor importancia es la larva de tercer tercer estadio, que puede consumir bajo condiciones de laboratorio, hasta el 80% del total de los pulgones devorados (Canard; Principi, 1984).

La identificación correcta de la o las especies de crisopa, es la primera actividad dentro de un programa de manejo integrado de plagas. También es muy importante, determinar su biología, requerimientos ecológicos y hábitos (Obando, 1997). De acuerdo con la especie existente o predominante en un sistema de manejo, se programa la producción requerida del material biológico para cada región. El conocimiento que se tenga de las especies permitirá una mayor eficiencia en el control de plagas, ya que, por ejemplo, *Chrysoperla carnea* al hibernar como adulto, le da la ventaja de colonizar a los cultivos al inicio de la temporada, tan pronto como aumente la temperatura y haya mielecilla de áfidos (Henry et al., 2001) o si es de hábitos arbóreos, como *Chrysopa nigricornis* (Hagen; McMurtey, 1979) y *Chrysoperla rufilabris*, su eficiencia en árboles de nogal estará asegurada.

En el agroecosistema del nogal en la Comarca Lagunera las especies de crisopas más comunes son *Chrysoperla comanche*, *C. carnea*, *Chrysoperla externa*, *C. nigricornis* y *C. rufilabris*; también se reportan, pero en densidades bajas a *Eremochrysa punctinervis*, *Ceraeochrysa valida*, *Chrysoperla exotera*, *Ceraeochrysa* sp. nr. *cincta*, *Leucochrysa* (Nodita) sp., *Meleoma arizonensis* y *Chrysopa oculata* (Vázquez; Muñoz, 2000; Ramírez, 2007; De La Cruz, 2016). En la región norte del estado de Coahuila se reportan principalmente a *C. rufilabris* y *C. valida*; también se presentan *C. comanche*, *C. nigricornis*, *C. externa*, *C. cincta* y *C. oculata* (Aguilar, 2002; Ramírez, 2007). En las nogaleras de Delicias, Chihuahua, las especies de crisopas más abundantes son *C. comanche*, *C. externa* y *C. nigricornis*; además también ocurren en poblaciones bajas *C. carnea*, *E. punctinervis*,

C. oculata y *C. exotera*. En las huertas nogaleras de General Terán, Nuevo León, las especies predominantes son *C. rufilabris*, *C. comanche*, *Chrysopa quadripunctata* y *C. exotera*; otras especies presentes son *C. cincta*, *C. valida*, *Leucochrysa* sp., *C. nigricornis*, *C. externa* y *Ceraeochrysa smithi* (Ramírez, 2007). En las nogaleras de la Costa de Hermosillo, Sonora, la especie dominante es *C. comanche*, seguida de *C. cincta* y *C. externa*; también se presentan *C. carnea*, *C. nigricornis* y *E. punctinervis* (Ramírez, 2007).

Es importante enfatizar que *C. comanche* ocupa el primer lugar en abundancia en la Comarca Lagunera, Chihuahua y Sonora, además es la segunda y tercera especie más común en el norte de Coahuila y en Nuevo León, respectivamente; mientras que *C. rufilabris* fue la más abundante en el norte de Coahuila y Nuevo León. Por lo anterior, estas especies son las más idóneas para considerarlas en los programas de control biológico de plagas del nogal en dichas regiones. En un estudio del año 2023 en la Comarca Lagunera se evaluaron huertas bajo diferente manejo de plagas, en el cual se encontró una importante relación entre la población de pulgones amarillos y de crisopas verdes, donde se puede observar que, a mayor cantidad de pulgones, la densidad de larvas y adultos de estos depredadores se incrementa (Tabla 1) (Ceniceros et al., 2023).

Tabla 1. Promedios y rangos de pulgones amarillos y crisopas verdes por hoja compuesta en huertas de nogal con diferente manejo de plagas.

Huerta	Pulgón Amarillo		Crisopa							
	Promedio	Rango	Huevo		Larva		Pupa		Adulto	
			Promedio	Rango	Promedio	Rango	Promedio	Rango	Promedio	Rango
Testigo	7.15	0-28.05	0.255	0-1.08	0.014	0-0.05	0.009	0-0.05	0.006	0-0.04
Orgánico	5.48	0-24.33	0.372	0-1.71	0.012	0-0.08	0.012	0-0.05	0.011	0-0.08
Biorracional	6.91	0-56.63	0.335	0-2.25	0.016	0-0.05	0.017	0-0.09	0.011	0-0.07
Químico	23.58	0-81.55	0.631	0-4.22	0.022	0-0.07	0.005	0-0.03	0.017	0-0.06

CATARINITAS

En el agroecosistema del nogal en la Comarca Lagunera las especies de catarinitas más abundantes son la catarinita convergente *Hippodamia convergens* (54.6%) y la catarinita gris *Olla v-nigrum* (41.5%); seguidas de la catarinita café *Scymnus cervicalis* (3.7%) y la catarinita de siete manchas *Coccinella septempunctata* (0.2%) (Martínez et al., 2002, Torres et al., 2013). En la región norte del estado de Coahuila se reportan a *H. convergens*, *O. v-nigrum*, *Brachiacantha decora* y *Harmonia axyridis* (Aguilar, 2002). En las nogaleras de Chihuahua, las especies de catarinitas más abundantes son *O. v-nigrum* e *H. convergens*; además también ocurren en poblaciones bajas *Scymnus loewii*, la catarinita colorada *Cycloneda sanguinea* y *C. septempunctata*.

(Tarango-Rivero, 2008). En la costa de Hermosillo, Sonora, se presentan *O. v-nigrum*, *H. convergens*, *S. loewii* y *Chilocorus stigma* (Núñez; Martínez, 2001).

Catarinita japonesa, *Harmonia axyridis*. La catarinita japonesa posee características excelentes como depredador de pulgones del nogal, por ejemplo: hábito arbóreo (Chapin; Brou, 1991), mucha movilidad, activo a temperaturas más bajas que las requeridas por otros coccinélidos, voraz y prolífico (Brun, 1993) y consume una amplia variedad de áfidos y escamas (Teddars; Schaefer, 1994; Quiñones et al., 1998). En su estado larvario, consume un 32% más de pulgones que la catarinita gris, un 38% más que *Chrysoperla carnea* y un 56% más que *C. rufilabris* (Tarango; Quiñones, 2001). Este insecto se ha establecido con éxito en huertas de nogal en la región sureste de los Estados Unidos, que son lugares de clima semiárido (Tarango et al., 1998). Se produce comercialmente en países como: Canadá y Estados Unidos (Koch, 2003) y algunos países europeos (Ferran et al., 1998; Koppert, 1999).

Catarinita gris, *Olla v-nigrum*. La catarinita gris es un insecto clave en árboles de nogal, donde a través de los años, se ha presentado de manera consistente en diferentes regiones productoras de nuez (Liao et al., 1985; Martínez, 2002; Aguilar, 2002). Al igual que la catarinita japonesa, es de hábito arbóreo; inverna individualmente como adulto bajo la corteza del tronco y ramas de los nogales (Teddars, 1983), por lo que no puede ser recolectado y almacenado para liberaciones posteriores. Esta especie consume 10% más pulgones que *C. carnea* y un 35% más que *C. rufilabris* (Tarango et al., 2001). Este depredador podría ser liberado en los árboles de nogal de manera inoculativa, con insectos criados en laboratorio. En el norte de Coahuila, se presentó una población de 242 insectos, durante el periodo del 15 de marzo al 4 de octubre del 2001, de los cuales, el 95% se capturaron en los árboles y solamente el 5% en el suelo (Aguilar, 2002).

Catarinita convergente, *Hippodamia convergens*. Este depredador consume pulgones en muchos cultivos anuales y perennes, incluyendo al nogal (Liao et al., 1985; Martínez, 2002; Aguilar, 2002; Tarango et al., 2013), se alimenta de las tres especies de pulgones reportadas (Teddars, 1978). La larva empieza a comer áfidos siete horas después de nacida, llegando a consumir hasta un total de 320 en toda esta fase; por día, un adulto consume 56 pulgones (Morón y Terrón, 1988). Es de hábito semiarbóreo y no es un insecto permanente de los nogales, excepto cuando abundan los pulgones (Teddars, 1978). Dicho comportamiento es una desventaja cuando se hacen liberaciones de esta catarinita, ya que con frecuencia abandona los nogales (Ellington, 1995). Para hacer liberaciones comerciales de *Hippodamia convergens*, se tiene que importar de Estados Unidos, ya que en México no se tiene autorizada su explotación comercial, con ejemplares que provengan de los sitios de invernación. Durante la primavera, esta especie es fuertemente atraída por los cultivos de cobertera que se siembran o intercalan en las huertas.

En la Comarca Lagunera se presenta una gran abundancia de distintas especies de catarinitas, entre ellas las antes mencionadas. Recientemente se realizó un estudio en huertas con diferente manejo de plagas donde los resultados exponen la importante relación de densodependencia entre el complejo

de pulgones amarillos y las de este depredador. El Tabla 2 muestra como al encontrarse una alta población de áfidos, se incrementan las densidades de larvas y adultos de catarinitas (Ceniceros et al., 2024).

Tabla 2. Promedios y rangos por hoja de las poblaciones de pulgones amarillos y catarinitas Coccinellidae en huertas bajo diferente manejo de plagas.

Huerta	Pulgón Amarillo		Catarinitas							
			Huevo		Larva		Pupa		Adulto	
	Promedio	Rango	Promedio	Rango	Promedio	Rango	Promedio	Rango	Promedio	Rango
Testigo	7.15	0-28.05	0.45	0-5.83	0.007	0-0.05	0.003	0-0.03	0.005	0-0.03
Organico	5.48	0-24.33	0.40	0-5.14	0.024	0-0.29	0.009	0-0.05	0.016	0-0.09
Biorracional	6.91	0-56.63	0.06	0-0.76	0.003	0-0.02	0.003	0-0.04	0.007	0-0.06
Químico	23.58	0-81.55	0.35	0-1.75	0.037	0-0.36	0.001	0-0.01	0.023	0-0.12

OTRAS ESPECIES DE DEPREDAADORES NATIVOS

Existe una gran diversidad de otros depredadores nativos que se alimentan de los pulgones del nogal y otras especies de insectos plaga, entre los cuales se reportan a los siguientes:

Arañas. Las arañas son depredadores de insectos plaga muy comunes en las huertas de nogal, mostrando una densodependencia con respecto a las poblaciones de pulgones. En la Comarca Lagunera las especies presentes durante junio a agosto son: *Platnickina* nr. *tincta* Walckenaear (Teridiidae), *Hibana* nr. *gracilis* Hentz (Anyphaenidae), *Emblyna* nr. *sublata* Hentz (Dictynidae), *Eris* nr. *militaris* Hentz (Salticidae) y *Misumena* sp. (Thomisidae) (Ávila et al., 2016); estas especies coinciden con las reportadas para el cultivo del nogal por Edwards (2017). En las nogaleras de Chihuahua también son comunes las arañas cazadoras con red y las saltadoras (Tarango, 2008). En las nogaleras de Nuevo México, E. U., se reporta a *Hibana incurva* como posible depredadora del GBN (Richman; LaPierre, 1999).

Chinches. Las chinches asesinas *Zelus* sp. y *Sinea* sp. (Hemiptera: Reduviidae) y la chinche nebulosa *Deraeocoris nebulosus* (Hemiptera: Miridae) son entomófagos presentes en las huertas de nogal de Nuevo México, E. U., Comarca Lagunera y Chihuahua (Ellington et al., 1999; Martínez, 2002; Tarango, 2008). Tedders (1995) reporta que varias especies de chinches, principalmente *D. nebulosus*, son depredadoras del salivazo *Clastoptera achatina*, en nogaleras de Georgia, E. U. También se reportan a la chinche pirata *Orius* sp., la chinche ojona *Geocoris* sp. y la chinche damisela *Nabis* sp. como depredadores de plagas del nogal (Aguilar, 2002; Aguilar, 2014).

Crisopas cafés. Las larvas y adultos de crisopas cafés (Neuroptera: Hemerobiidae) son depredadores de pulgones, sus poblaciones son generalmente bajas y manifiestan una alta dependencia de las poblaciones de pulgones amarillos (Tarango-Rivero, 2008).

Moscas sírfidas. La presencia de larvas y adultos de moscas sírfidas *Allograpta* sp., es común en el cultivo de nogal en las distintas regiones del país (Tarango-Rivero, 2008; Aguilar, 2014).

Pájaros. Ciertas especies de pájaros se reportan como depredadoras del GBN (Teddars, 1984).

Murciélagos. Algunas especies de murciélagos, tales como *Tadarida brasiliensis*, se reportan como buenos depredadores de palomillas del GBR en huertas de Texas y Georgia (McCracken, 2012)

El Tabla 3 muestra las densidades de distintas especies de depredadores asociados al pulgón amarillo del nogal en huertas nogaleras de la Comarca Lagunera (Ceniceros et al., 2023).

Tabla 3. Promedios y rangos de diferentes especies de depredadores por hoja compuesta en huertas de nogal con diferente manejo de plagas.

Huerta	Pulgón Amarillo		Araña		Mosca sírvida		Acaro		Chinche asesina	
	Promedio	Rango	Promedio	Rango	Promedio	Rango	Promedio	Rango	Promedio	Rango
Testigo	7.15	0-28.05	0.0422	0-0.26	0.0011	0-0.01	0.0017	0-0.03	0	0
Orgánico	5.48	0-24.33	0.0267	0-0.09	0.0011	0-0.01	0.005	0-0.03	0.0272	0-0.31
Biorracional	6.91	0-56.63	0.0406	0-0.13	0.0022	0-0.04	0.0006	0-0.01	0.0006	0-0.01
Químico	23.58	0-81.55	0.0161	0-0.05	0.0044	0-0.07	0	0	0.0022	0-0.01

PARASITOIDES DE PULGONES

Teddars (1978), en un estudio realizado en 1974 encontró en cultivos de nogal en Byron, Georgia, E. U. al afelínido *Aphelinus perpalidus* Gahan (Hymenoptera: Aphelinidae) parasitando a las tres especies de áfidos y al braconídeo *Trioxys* sp. (Hymenoptera: Braconidae) únicamente como parasitoide de *M. pecanis*. En huertas de E.U. se han encontrado los parasitoides *Alloxysta schlingeri* Andrews (Hymenoptera: Alloxystidae), *Trioxys complanatus* Quilis (Hymenoptera: Braconidae), *Trioxys monelliopsis* Sary & Marsh (Hymenoptera: Braconidae) y *Trioxys pallidus* Haliday (Hymenoptera: Braconidae) en los áfidos del cultivo de nogal (Zavala, 1997).

Sáenz (1999), realizó un estudio en nogaleras de cinco localidades de la zona Centro-Sur del estado de Chihuahua, se identificó a *Aphelinus* sp. parasitando a ninfas de *M. caryella* y como hiperparasitoide de éste a *Aphidencyrus* sp. (Hymenoptera: Encyrtidae). Así mismo, en cultivos de nogal de Chihuahua, Tarango (2005) ha encontrado a *Aphelinus* sp. parasitando a ninfas y adultos del complejo de áfidos del nogal.

Ávila et al. (2016) identificaron parasitoides de los pulgones negro *Melanocallis caryaefoliae* y amarillo *Monellia caryella*. Los parasitoides correspondieron a la superfamilia Chalcidoidea: familias Aphelinidae (género *Aphytis*), Eulophidae (género *Quadrasticus*), Encyrtidae y Torymidae, y de la superfamilia Ichneumonoidea: la familia Braconidae. El mayor parasitismo fue en el áfido negro (25.9 %), mínimo en el áfido amarillo de márgenes negros (0.3 %) y nulo en el áfido amarillo.

Por otra parte, dos nuevas especies de parasitoides introducidos han surgido como una alternativa más para mejorar el control de pulgones en huertas de nogal, ellos son: *Trioxys pallidus* y *Aphelinus perpalidus* (Ellington et al., 2001). Porcentajes de parasitismo del 6 al 52% del pulgón amarillo de alas con márgenes negros por *Aphelinus perpalidus* han sido reportados en Far West, Texas.

RELACIONES DE DENSODEPENDENCIA ENTRE PULGONES DEL NOGAL Y SUS ENEMIGOS NATURALES

Generalmente en las huertas nogaleras, se encuentra una diversa cantidad de enemigos naturales de áfidos, los cuales ejercen un control sobre las poblaciones de la plaga y las mantienen por debajo del umbral económico de acción, considerando al control biológico natural como una de las alternativas y estrategias más importantes para el manejo de áfidos (Tarango et al., 2013). Dicho control se da cuando se combinan actividades entre distintos enemigos naturales. Los enemigos naturales son importantes, sin embargo, la literatura indica que el control mediante los antes mencionados es eficiente en términos de regulación, ya en un contexto de manejo integrado de plagas, esta alternativa debe ser combinada con otras estrategias de control.

Tabla 4. Ecuaciones de regresión que describen la relación de densodependencia entre depredadores y pulgones amarillos en huertas de nogal de la Comarca Lagunera.

Tipo de manejo de plagas	Ecuación lineal	Coefficiente de determinación (R ²)
Testigo sin tratar	$y = 0.1952 + 0.0347 x$	0.73
Manejo orgánico	$y = 0.2847 + 0.0583 x$	0.63
Manejo biorracional	$y = 0.2945 + 0.0132 x$	0.73
Manejo convencional	$y = 0.1779 + 0.008 x$	0.18

En las huertas de nogal las poblaciones de crisopas verdes, así como de otros depredadores, dependen de las poblaciones de sus presas, particularmente de pulgones, de tal manera que al incrementarse las poblaciones de pulgones se observa un aumento en las poblaciones de las crisopas. En Delicias, Chih., las poblaciones de crisopas en primavera y verano dependen en un 83 y 98% de las poblaciones del pulgón amarillo *Monellia caryella*, respectivamente (Tarango-Rivero, 2008). En la Comarca Lagunera en un reciente estudio se encontró una relación densodependiente significativa entre poblaciones de depredadores y las de los pulgones en huertas bajo diferente manejo de plagas (Tabla 4) (Martínez, 2002; Martínez et al., 2002; Cenicerós et al., 2023).

CONSERVACIÓN DE ENEMIGOS NATURALES

Uso de Coberturas Vegetales

Una cobertura vegetal es un cultivo de plantas anuales o perennes sembrado entre las hileras de los árboles. Estos tipos de sistemas tienen efectos múltiples, como provisión de nutrientes (nitrógeno, en el caso de las leguminosas) y materia orgánica, conservación del suelo, reducción del uso de maquinaria y de ciertos insumos, fomento y conservación de insectos benéficos y, competencia para los nogales (Tarango; Rubio, 1997). En general, la entomofauna presente en las huertas, es más rica cuando la flora

del piso es variada, condición que puede promover un equilibrio entre plagas y enemigos naturales (Altieri; Schmidt, 1986). En las huertas nogaleras del sureste de Estados Unidos de América, Bugg et al. (1991) indican que las coberteras son necesarias, debido a que el nogal brota tarde en la estación y los áfidos aparecen hasta mayo, depredadores como la catarinita gris *Olla v-nigrum* y la convergente *Hippodamia convergens*, emergen desde febrero, por lo que necesitan presas alternas para asegurar su reproducción y retención en las huertas, para cuando aparezcan los pulgones en el nogal; dicho alimento suplementario lo proporcionan las coberteras. Está claro que las especies de cobertera, aparte de promover incremento y diversidad de los insectos benéficos, deben fomentar la sincronización de depredadores con la aparición de las presas. Esto último se debe reflejar en las proporciones depredador:presa, por ejemplo, en trabajo realizado en cuatro huertas de nogal de la Comarca Lagunera, Martínez (2002) y Martínez et al. (2002) determinaron una proporción de 1 depredador por 15 presas en huertas con alfalfa como cobertera. Además, concluyeron que la alfalfa como cobertera vegetal en huertas de nogal, incrementan las densidades de depredadores, a niveles que permiten una regulación natural de las densidades de pulgones, manteniéndolos por debajo del umbral económico durante la mayor parte del ciclo del cultivo.

Uso Selectivo de Insecticidas

Hay diferentes acciones para la protección de la entomofauna benéfica en un cultivo dado, por ejemplo para el caso del nogal, el uso de cultivos de refugio y coberteras, el empleo de insecticidas selectivos que respeten a los insectos benéficos (Hurej; Dutcher, 1974), minimizar el número de aplicaciones de plaguicidas basándose en muestreo y umbrales de acción, utilización de feromonas para muestreo y disturbio del apareamiento de los insectos y, uso de reguladores de crecimiento de los insectos (Riedl, 1991). Como generalidad, los insectos benéficos son más sensibles a los plaguicidas que las plagas (Grafton-Cardwell; Hoy, 1986). El efecto de los insecticidas en la fauna benéfica es de dos tipos: por el efecto tóxico del producto en sí y, por la eliminación de sus presas (Hagen et al., 1976). Se consideran dos vías de selectividad, la ecológica, que es la protección de los insectos benéficos aplicando plaguicida cuando no están presentes, usando dosis bajas que los dañen menos y dejando espacios sin tratar como refugio; y la fisiológica que es cuando el agroquímico en sí no afecta o lo hace mínimamente a los enemigos naturales (Newsom et al., 1976).

En el Tabla 5 se presenta el porcentaje de mortalidad de diferentes insecticidas sobre las especies de *Hippodamia convergens*, *Olla v-nigrum*, *Chrysoperla rufilabris* y *C. carnea* (Adaptado de Mizell y Schiffhauer 1990, Quiñonez et al., 2005). Se aprecia en esta Tabla que la catarinita convergente es la más susceptible a los insecticidas y que los pesticidas menos agresivos son: endosulfán, etión, benomilo y tebufenozide.

Tabla 5. Porcentaje de mortalidad de algunos insecticidas sobre cuatro especies de insectos depredadores.

Insecticida	Hippodamia convergens	Olla nigrum	v- Chrysoperla rufilabris	Chrysoperla carnea
Paratión 15 WP	100	63	72	Baja - Alta
Diazinón AG 500	100	100	71	Alta
Dimetoato 2E	100	84	54	Baja - Alta
Azinfos metílico 50 WP	100	100	45	Media - Alta
Carbarilo 80S	100	100	73	--
Malatión 4.3E	100	47	50	Media - Alta
Clorpirifós 4E	95	100	100	100
Endosulfán 3E	74	66	11	19
Etión 4E	86	0	25	Media - Alta
Cipermetrina 3E	91	100	100	74
Fenvalerato 4E	94	97	90	--
Benomilo 50WP	0	0	20	--
Tebufenozide	5	0	3.6	15

Existen varios insecticidas biorracionales o no convencionales que se utilizan actualmente o pueden ser utilizados para el control de plagas del nogal y que por sus características toxicológicas muestran compatibilidad con el control biológico. Los productos más sobresalientes para el control de insectos chupadores, tales como pulgones son los siguientes: imidacloprid (Confidor, Provado, Helmfidor), thiametoxam (Actara), flupyradifurone (Sivanto), sulfoxaflor (Toretto), pymetrozine (Plenum, Fullfill), flonicamid (Beleaf), spirotetramat (Movento) y arcilla caolínica (Surround); mientras que los productos más destacados para el control de larvas de lepidópteros, como GBN y GBR, son: *Bacillus thuringiensis* (Dipel, Javelin), tebufenozide (Confirm) y metoxifenozone (Intrepid), spinosad (Spintor, Tracer, Spinoace), spinoteram (Exalt), clorantraniliprol (Coragen, Ampligo), ciantraniliprol (Benevia, Verimark, Exirel, Mainspring) y flubendiamida (Belt) (Harris y Dean, 1997; Ellington et al., 2002; Aguilar, 2007; Tarango et al., 2013a, Tarango et al., 2013b). Las feromonas sintéticas del GBN se encuentran en la fase de evaluación de su efectividad para el control de esta plaga. Las posibles técnicas de control son: aspersión de feromonas para interrupción del apareamiento y aspersión de feromona + insecticida para atraer y matar a los insectos (Ellington et al., 2002). La técnica de interrupción del apareamiento mediante feromona sexual para el control del GBR ha mostrado buenos niveles de control de esta plaga bajo ciertas condiciones de uso, pero aún requiere mayor evaluación (Tarango et al., 2013a).

CONCLUSIONES

Es indispensable conocer a los depredadores de los pulgones y sus relaciones de densodependencia, ya que es un componente básico del control biológico natural de los áfidos del nogal. De esta manera integrar los métodos de control; biológico, químico y cultural, es necesario para cuidar y preservar a los enemigos naturales los cuales se ha demostrado que regulan las poblaciones de la plaga.

LITERATURA CITADA

- Agnew, C. W., Sterling, W. L., & Dean, D. A. (1981). Notes on the chrysopidae and hemerobiidae of eastern Texas with keys for their identification. *The Southwest. Entomol.* 4 Supl. 20.
- Aguilar, P. H. (2002). Colecta e identificación de los insectos benéficos y dañinos asociados al cultivo del nogal pecanero en la región norte de Coahuila. In: *Actas del XXV Congreso Nacional de Control Biológico*. Sociedad Mexicana de Control Biológico. Hermosillo, Sonora, México. 146-149 pp.
- Aguilar, P. J. H. (2014). *Manual para el manejo orgánico del nogal pecanero*. Palibrio LLC. Bloomington, IN. 259 p.
- Aguilar-Pérez, J. H. (2007). Principales plagas de nogal en el Norte de Coahuila. INIFAP-CIRNE. Campo experimental Saltillo. Sitio Experimental Zaragoza. Folleto Técnico Núm. 14, Zaragoza, Coahuila, México. 28p.
- Aguilar-Pérez, J. H. (2007). Principales plagas del nogal en el norte de Coahuila. INIFAP-CIRNE. Campo Experimental Saltillo. Sitio Experimental Zaragoza. Folleto Técnico No. 14.
- Altieri, M. A., & Schmid, L. L. (1986). Cover crops affect insect and spider populations in apple orchards. *California Agriculture* 40 (1-2): 15-17.
- Ávila-Rodríguez, V., Vacio-Fraga, C. A., Nava-Camberos, U., Márquez-Hernández, C., García-de la Peña, M. C., Olalde-Portugal, V., & García-Hernández, J. L. (2016). Identificación, fluctuación poblacional y parasitismo de áfidos en nogal en la Comarca Lagunera, México. *Phyton*. 85: 249-255.
- Badii, M. H., Flores, S. A. E., Quiroz, M. H., Foroughbakhch, P. R., & Torres, Z. R. (2000). Manejo integral de plagas (MIP), In: Badii, M.H., S. A. E., Galán, W. L. J., editores. *Fundamentos y perspectivas de control biológico*. Universidad Autónoma de Nuevo León, San Nicolás de los Garza, Nuevo León, México. Press. p. 417-432.
- Badii, M. H., Flores, S. A. E., Quiroz, M. H., & Landeros, J. (1998). El papel de la depredación en el control biológico, con énfasis en ácaros depredadores. In: Rodríguez del B. L. A, Leyva, V. J. L. editores. In: *Memoria del IX Curso Nacional de Control Biológico*. Río Bravo, Tamaulipas, México. 44-57pp.
- Brun, J. (1993). Pilot rearing facility of the ladybird *Harmonia axyridis* Pallas (Coleoptera: Coccinellidae). *Abstracts, Aphidophaga* 5. Symposium 1993. IOBC. p. 55.

- Bugg, R. L., Dutcher, J. D., & McNeil, P. J. (1991). Cool-season cover crops in the pecan orchard understory: Effects on *coccinelliade* (Coleoptera) and pecan aphids (Homoptera: *Aphididae*). *Biol. Control* 1: 8-15.
- Byerly, M. K. F., Martínez, C. J. L., & Nava, C. U. (1998). Manejo integrado de plagas, In: Pacheco, C. J. J., Pacheco, M. P., editores. *Temas Selectos para el Manejo Integrado de la Mosquita Blanca*. Memoria Científica Núm 6. CIRNO-INIFAP-SAGAR. Press 3-25.
- Canard, M., & Principi, M. M. (1984). Development of chrysopidae. In: Canard, M., Semeria, Y., New, T. R. editores. *Biology of Chrysopidae*. Dr. W. Junk Publishers. Boston, E.U.A. Press. p. 57-150.
- Ceniceros-García J., Nava-Camberos U., García-Hernández J. L., Ávila-Rodríguez V., & Rivera-Zamarripa A. D. (2023). Dinámica poblacional del complejo de pulgones amarillos (*Monelliopsis pecanis* y *Monellia caryella*) y sus enemigos naturales en huertas de nogal con diferente manejo de plagas en la Comarca Lagunera. Memoria del XLV Congreso Nacional de Control Biológico; Saltillo, Coahuila, México. 127-131 pp.
- Chapin, J. B., & Brou, A. V. (1991). *Harmonia axyridis* (Pallas), the third species of the genus to be found in the United States (Coleoptera: *Coccinellidae*). *Proc. Entomol. Soc. Wash.* 93 (3): 630-635.
- De la Cruz Ramos, J. M. (2016). “Variabilidad genética de especies de crisópidos (Neuroptera; Chrysopidae) en la Comarca Lagunera.” Tesis Maestría. FCB-UJED. 80p.
- Edwards, G. B. (2017). Revision of *Misumessus* (Thomisidae: Thomisinae: Misumenini), with observations on crab spider terminology. *The Journal of Arachnology*, 45(3), 296-323.
- Ellington, J., Herrera, A. E., & Carrillo, T. (2002). Biological control of pecan nut casebearer and aphids in New México pecans. NMSU, Las Cruces, NM. Guide H-653. 8 p.
- Ferran, A., Giuge, L., Tourniaire, R., Gambier, J., & Fournier, D. (1998). An artificial non-flying mutation to improve the efficiency of the ladybird *Harmonia axyridis* in biological control of aphids. *BiolControl* 43: 53-64.
- Georghiou, G. P. (1990). Overview of insecticide resistance. *ACS Symposium Series*, 421, 18–41.
- Grafton-Cardwell, E. E., & Hoy, M. A. (1986). Selection of the common green lacewing for resistance to carbaryl. *California Agriculture* 40(9-10): 22-24.
- Hagen, K. S., Bombosh, S., & McMurtry, J. A. (1976). The biology and impact of predators. In: *Theory and practice of biological control*. Academi Press, Inc. pp. 93-142.
- Hagen, K. S., & McMurtry, J. A. (1979). Natural enemies and predator-prey ratios. In: *Biological control and insect pest management*. Publication 4096. University of California. Press. p. 28-40.
- Henry, C. S., Brooks, S. J., Thierry, D., Duelli, P., & Johnson, J. B. (2001). The common green lacewing (*Chrysoperla carnea* s. lat.) and the sibling species problem. *Lacewings in the crop environment*, 29-42.
- Hurej, M., & Dutcher, J. D. (1994). Indirect effect of insecticides on convergent lady beetle (Coleoptera: Coccinellidae) in pecan orchards. *J. Econ. Entomol.* 87: 1632-1635.

- Koch, R. L. (2003). The multicolored Asian lady beetle, *Harmonia axyridis*: A review of its biology, uses in biological control, and non-target impacts. *Journal of Insect Science*, 3:32.
- Kogan, M. (1998). Integrated pest management: Historical perspectives and contemporary developments. *Annual Review of Entomology*, 43, 243–270.
- Koppert Biological Systems. (1999). Home page <http://www.koppert.nl>
- LaRock, D. R., & Ellington, J. J. (1996). An integrated pest management approach, emphasizing biological control, for pecan aphids. *Southwest. Entomol.* 21(2): 153-166.
- Liao, H. T., Harris, M. K., Gilstrap, F. E., & Mansour, F. (1985). Impact of natural enemies on blackmargined pecan aphid, *Monellia caryella* (Homoptera: Aphididae). *Environ. Entomol.* 14:122-126.
- Madero, E. R., Trabichet, F. C., Pepé, F., & Wright, E. R. (2016). Manual de manejo del huerto de nogal pecán. Ediciones INTA; Estación Experimental Agropecuaria Delta del Paraná.
- Martínez, A. I. P. (2002). Fluctuación poblacional de pulgones y sus depredadores en huertas de nogal pecanero (*Carya illinoensis* Koch), con y sin alfalfa como cobertera vegetal en la Comarca Lagunera. Tesis de Maestría en Ciencias. Facultad de Agricultura y Zootecnia. Universidad Juárez del Estado de Durango. Venecia, Durango, México. 172 p.
- Martínez, A. I. P., Ramírez, D. M., Nava, C. U., & Vázquez, N. J. M. (2002). Fluctuación poblacional de pulgones y sus depredadores en huertas de nogal, con y sin alfalfa en la Comarca Lagunera. In: memorias del XXV Congreso Nacional de Control Biológico. Sociedad Mexicana de Control Biológico. Hermosillo, Sonora, México. 178-180pp.
- McCracken, G. F., Westbrook, J. K., Brown, V. A., Eldridge, M., Federico, P., & Kunz, T. H. (2012). Bats track and exploit changes in insect pest populations. *PLOS ONE*, 7(8), e43839.
- Mizell, I. R. F., & Schffhauer, D. E. (1990). Effects of pesticides on pecan predators *Chrysoperla rufilabris* (Neuroptera: Chrysopidae), *Hippodamia convergens*, *Cycloneda sanguinea* (L.), *Olla v-nigrum* (Coleoptera: Coccinellidae), and *Aphelinus perpallidus* (Hymenoptera: Encyrtidae). *J. Econ. Entomol.* 83(5): 1806-1812.
- Nava, C. U., & Ramírez, D. M. (2002). Manejo integrado de plagas de nogal. En: Tecnología de producción en nogal pecanero. CELA-LA-CIRNOC-INIFAP Matamoros, Coahuila. Libro técnico no.3. pp. 145-172.
- Newsom, L. D., Smith, R. F., & Whit, C. W. H. (1976). Selective pesticides and selective use of pesticides. In: C. Huffaker y P. Messenger editores. *Theory and practice of biological control*. Academic Press. p.565-591
- Núñez, M. J. H., & Martínez, D. G. (2001). Manejo Integrado de plagas del nogal. In: Tecnología de producción en nogal pecanero. Libro técnico 3. 1ª ed. México. CELALA-INIFAP. P: 145-176.

- Obando, R. A. J. (1997). El manejo integrado de plagas, In: Rodríguez, del B. L. A., Tarango, R. S. H. (editores). Manejo integrado de plagas del nogal. INIFAP, CE. Delicias. Chihuahua, Chih. Press. p 35-50.
- Oerke, E. C. (2006). Crop losses to pests. *Journal of Agricultural Science*, 144, 31–43.
- Ontiveros, M. Y. (2001). Desarrollo, sobrevivencia, fecundidad y estadísticos vitales de la crisopa verde, *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae) nativas y de laboratorio. Tesis Profesional. Esc. Superior de Biología UJED. Gómez Palacio, Dgo, México. 69 p.
- Pimentel, D. (2005). Environmental and economic costs of the application of pesticides primarily in the United States. *Environment, Development and Sustainability*, 7, 229–252.
- Quiñones, P. F. J., Tarango, R. S. H., & Peña, M. M. R. (1998). Influencia de diferentes presas en el desarrollo y sobrevivencia de *Harmonia axyridis* Pallas (Coleoptera: Coccinellidae). Informe de Investigación (mimeo.). CEDEL-INIFAP. Delicias, Chihuahua, México.
- Quiñonez, P. F. J., Tarango, R. S. H., & Blanco, M. C. A. (2005). Efecto de insecticidas en depredadores de plagas del nogal pecanero y sobre el gusano barrenador del ruezno *Cydia caryana* (FITCH) (Lepidoptera: Tortricidae). *J. Pest Magnagem*.
- Ramírez, D. M., & Nava, C. U. (1998). Influencia del tipo y cantidad de alimento sobre el desarrollo e índices demográficos de *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae). In: Memoria XXI Congreso Nacional de Control Biológico. Río Bravo, Tamaulipas, México. 147-149pp.
- Ramírez-Delgado, M. (2007). Diversidad, distribución y atributos bioecológicos de especies de Chrysopidae asociadas a los frutales del Norte y Centro de México. Tesis Doctoral. Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma de Nuevo León, San Nicolás de Los Garza, N. L., México. 145 p.
- Richman, D. B., & LaPierre, C. (1999). Hibana incursea (Araneae: *Anyphaenidae*): a predator of pecan pests in the southwestern United States. Thirty-third West. Pecan Conf. proc. CES- New Mexico State University. P.63-73.
- Riedl, H. (1991). Beneficial arthropods for pear pest management. In: New directions in tree fruit pest management. Good Fruit Grower. pp. 101-118.
- Sáenz, M. A. (1999). Parasitoides y depredadores asociados al complejo de áfidos del nogal pecanero (*Carya illinoensis*) en la zona centro-sur del estado de Chihuahua, México. Universidad Autónoma de Chihuahua, Chihuahua, México.
- SAGARPA-INIFAP (2002). Tecnología de producción en Nogal Pecanero. CIRNOC-INIFAP.
- Sparks, A. N. (1992). Insect pests of pecan. *Annual Review of Entomology*, 37, 453–476.
- Tarango, R. S. H., & Quiñones, P. F. J. (2001). Biología y cría de las catarinitas *Harmonia axyridis* y *Olla v-nigrum*. Folleto Técnico N° 5. SAGARPA-INIFAP-CIRNOC-CEDEL. 39 p.
- Tarango, R. S. H., Quiñones, P. F. J., & Chávez, S. N. (1998). Comportamiento de la catarinita *Harmonia axyridis* Pallas (Coleoptera: Coccinellidae) en nogales cultivados en clima semiárido. *Vedalia* 5: 29-37.

- Tarango, R., S. H., G. García, N., & Burrola, M. J. R. (2013b). Manejo de áfidos del nogal pecanero. Folleto técnico No. 33. Campo Experimental Delicias-INIFAP. Delicias, Chih. 40 p.
- Tarango, R., S. H., G. García, N., J. R. Burrola, M., & González, H. A. (2013a). Manejo del barrenador del ruezno en Chihuahua. Folleto técnico No. 42. Campo Experimental Delicias-INIFAP. Delicias, Chih. 30 p.
- Tarango, R. S. H. (2005). Control biológico de áfidos del nogal pecanero. México. Campo Experimental Delicias (CEDEL). Folleto técnico número 22. Campo Experimental Delicias-INIFAP. Delicias, Chih. 37p
- Tarango, S. H., García, N, G., & Burrola, M. J. R. (2013). Manejo de áfidos del nogal pecanero. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias.
- Tarango-Rivero, S., H. (2008). Áfidos (Hemiptera: *Aphididae*) del nogal pecanero, pp. 231-244. In: H. C. Arredondo-Bernal y L. A. Rodríguez del Bosque (eds). Casos de control Biológico en México. Mundi Prensa México, S. A. de C. V. México, D. F.
- Tedders, W. L. (1978). Important biological and morphological characteristics of the foliar-feeding aphids of pecan. United States Department of Agriculture, Agricultural Research Service. Technical Bulletin No. 1579. <https://doi.org/10.22004/ag.econ.157866>
- Tedders, W. L. (1995). Identity of spittlebug on pecan and life history of *Clastoptera achatina* (Homoptera: Cercopidae). *Journal of Economic Entomology*, 88(6), 1641–1649. <https://doi.org/10.1093/jee/88.6.1641>
- Tedders, W. L., & Shaefer P. W. (1994). Release and establishment of *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae) in the southeastern United States. *Entomol. News* 105: 228-243.
- Tedders, W. L. (1983). Insect management in deciduous orchard ecosystems: habitat manipulation. *Environ. Management* 7: 29-34.
- Torres, J. B., & Bueno, A. F. (2018). Conservation biological control using selective insecticides – A valuable tool for IPM. *Pest Management Science*, 74, 2056–2063.
- Torres-Delgado, M. G., Ávila-Rodríguez, V., Nava-Camberos, U., de la Cruz-Ramos, J. M., & Márquez-Hernández, C. (2013). Fluctuación poblacional y parasitismo de catarinas en el cultivo de nogal *Carya illinoensis*, Karl Koch (Fagales: Juglandaceae), en la Comarca Lagunera. pp. 123-128. Memoria: de las Jornadas Académico Culturales “Manejo y aprovechamiento de los recursos bióticos”, del 11 al 15 de Noviembre en Cd. Lerdo, Durango.
- Vázquez, N. J. M., & Muñoz, S. R. (2000). Fluctuación poblacional de "crisópidos" (Neuroptera: Chrysopidae) en huertas de nogal pecanero de la Comarca Lagunera. In: Memorias del XXIII Congreso Nacional de Control Biológico, Guanajuato, Gto., México. 230-232 pp.
- Zavala, M. G. (1997). Parasitoides asociados a las plagas del nogal. In: Rodríguez, L. A., Tarango, S. H. editores. Manejo integrado de plagas del nogal. INIFAP, C. E.

Control Biológico por Conservación de la Mosquita Blanca, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) en Algodonero

Biological Control for Conservation of the Whitefly, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in Cotton

Recibida em: 07/11/25

Aprobado em: 18/03/2026

 10.46420/9786585756778cap4

Jorge Maltos-Buendía¹ 

Urbano Nava-Camberos^{2†} 

Verónica Ávila-Rodríguez³ 



¹ Colegio de Postgraduados. Montecillo, Estado de México.

² Facultad de Agricultura y Zootecnia, Universidad Juárez del Estado de Durango, Gómez Palacio, Durango, México

³ Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Juárez del Estado de Durango, Gómez Palacio, Durango, México

†Autor para correspondencia: urbano.nava@ujed.mx.

RESUMEN

La mielecilla producida por las excreciones de la mosca blanca provoca la pegajosidad de la fibra de algodón y representa un problema importante en la industria textil. Los cultivos con niveles de infestación más elevados de mosquita blanca en el Noroeste de México son calabaza, pepino, melón, sandía, soya, ajonjolí, berenjena, tomate, tomate de cáscara, algodonerero, okra, y papa. En el presente escrito se describen las diferentes estrategias de manejo cultural, biológico y químico en algodonerero. Se presentan los resultados de experimentos desde 2019-2023. Los resultados del presente estudio indican la necesidad de realizar un manejo más adecuado con insecticidas selectivos para el control de *B. tabaci* en los predios de algodonerero para reducir las pérdidas de rendimiento y costos de control; así como conservar a la entomofauna benéfica.

Palabras clave: algodón pegajoso, manchado de la fibra, enemigos naturales.

SUMMARY

The honeydew produced by whitefly excretions causes stickiness of cotton fiber and represents a major problem in the textile industry. The crops with the highest levels of whitefly infestation in Northwest Mexico are pumpkin, cucumber, melon, watermelon, soybeans, sesame, eggplant, tomato, tomato, cotton, okra, and potato. In this document, the different cultural, biological and chemical management strategies are described. Results of experiments from 2019-2023 are presented. The results of the present study indicate the need for more adequate management with selective insecticides to control *B. tabaci* in cotton fields to reduce yield losses and control costs; as well as conserving beneficial entomofauna.

Index Words: cotton stickiness, fiber staining, natural enemies

INTRODUCCIÓN

La mosquita blanca constituye uno de los problemas fitosanitarios más serios de muchos cultivos agrícolas y ornamentales a nivel mundial. La mosquita blanca del camote (MBC), *Bemisia tabaci* (Gennadius), ha estado presente en América por alrededor de 100 años. En los Estados Unidos, se registró por primera vez afectando al cultivo de camote en Florida en 1894, al algodonerero en Arizona, California y Texas en 1926, 1928 y 1959, respectivamente, y al camote en Georgia en 1950 (Henneberry; Butler, 1992; Henneberry; Toscano 1993; Watson, 1995). Esta especie causó sólo problemas esporádicamente hasta principios de los años 80's en esas regiones agrícolas. Sin embargo, a partir de finales de los 80's la intensidad de la plaga se ha incrementado progresivamente y se ha convertido en un problema continuo.

En México la mosca blanca se encuentra distribuida prácticamente en todo el país, causando el mayor impacto económico en el Noroeste. Por lo anterior, el proyecto Manejo Integrado de la Mosquita Blanca en el Noroeste de México se inició en 1993 con recursos del INIFAP y posteriormente con

recursos del INIFAP y las Fundaciones Produce de Sinaloa, Sonora, Baja California y Baja California Sur. Los avances logrados en investigación son dados a conocer anualmente en la publicación Mosquita Blanca en el Noroeste de México. En 1995, la Secretaría de Agricultura y Desarrollo Social estableció la Campaña Nacional Contra la Mosquita Blanca con fundamento en la norma oficial mexicana NOM-EM-027-FITO-1995. En 1995 se estableció la Campaña Para Detectar, Combatir y Controlar a la Mosquita Blanca en la Comarca Lagunera. El proyecto de investigación Manejo Integrado de la Mosquita Blanca en Algodonero y Hortalizas en la Comarca Lagunera fue iniciado en 1996 con fondos del INIFAP y las Fundaciones Produce de Coahuila y Durango.

Aunque se han logrado avances sustanciales en algunas de las áreas de investigación y varios componentes de control están siendo incorporados en programas regionales de manejo de la MBC, un sistema completo de manejo integrado de esta plaga es todavía una meta por lograr en el futuro y actualmente se encuentra en los estados iniciales de desarrollo. La información requerida para alcanzar esa meta involucrará las siguientes actividades de investigación: sistemas de manejo de cultivos (particularmente sistemas de producción de cultivos de ciclo corto), variedades resistentes, y control biológico, los cuales están en las etapas iniciales de investigación, así como el desarrollo de umbrales económicos dinámicos (para evitar pérdidas de rendimiento, contaminación de la cosecha con mielecilla y transmisión de virus), manejo de insecticidas, basado en pruebas de efectividad biológica, estudios de resistencia y metodología de la aplicación de insecticidas; epidemiología e interacciones planta-virus-vector, y finalmente, modelación de poblaciones de la MBC.

IMPORTANCIA ECONÓMICA

En los Estados Unidos la mosquita blanca ha causado pérdidas económicas cuantiosas desde 1990. Pérdidas estimadas de 125 millones de dólares fueron causados por la mosquita blanca y sus virus transmitidos durante la temporada 1990-1991 en Florida. En 1991, pérdidas directas estimadas de 23.8, 24 y 29 millones de dólares ocurrieron en plantas ornamentales, algodónero y hortalizas en el sur de Texas, respectivamente. En California en el mismo año, el insecto causó pérdidas en cultivos de 137 millones de dólares y la pérdida de más de 3,000 empleos. A partir de abril de 1992, las pérdidas en cultivos solamente en el condado Imperial de California se han estimado en 100 millones de dólares, así como pérdidas de 172 millones de dólares en ventas del sector privado, 2,787 empleos y 25 millones en ingresos personales. El desempleo en esta región agrícola ha alcanzado el 33.5 %, mucho del cual se atribuye a la mosquita blanca (Norman et al., 1997).

En México la MBC invadió el Valle de Mexicali, B. C., y la región de San Luis Río Colorado, Sónora, en 1992 afectando a los cultivos de algodónero, melón, sandía y ajonjolí y provocó pérdidas estimadas de \$100 millones (León et al., 1996). El insecto se constituyó en un problema fitosanitario a partir de 1995 en la Comarca Lagunera, causando pérdidas en producción del 40 al 100 % en cultivos

hortícolas y un incremento en el número de aplicaciones de insecticidas en melón, calabaza, tomate y algodónero (Sánchez et al., 1996).

Manchado de la fibra

La mielecilla producida por las excreciones de la mosca blanca provoca la pegajosidad de la fibra de algodón y representa un problema importante en la industria textil (Figura 1). Los depósitos de mielecilla de mosca blanca o del pulgón permanecen localizados en la fibra y se adhieren a las superficies de la maquinaria durante la cosecha, el desmotado y el procesamiento de la fibra (Bourley et al., 1984). En Arizona, la mielecilla en el algodón puede dar lugar a descuentos de hasta 18 centavos de dólar por kilogramo de algodón (Anónimo, 1996). Las fábricas de hilados informan de pérdidas monetarias, mayor mantenimiento de la maquinaria, negativa a procesar algodón pegajoso y diferenciales de reducción de precios superiores al 10 por ciento para los algodones pegajosos (Hector; Hodkinson, 1989). La producción de desmotado de algodón puede reducirse hasta en un 25% debido al algodón pegajoso (Khalifa; Gameel, 1982).



Figura 1. Manchado de la fibra de algodón ocasionado por la acumulación de mielecilla producida por *Bemisia tabaci*.

IDENTIFICACIÓN

Existen en el mundo más de 1,200 especies de mosquitas blancas (Campbell et al., 1993); mientras que Sampson y Drews (1941) reportan que en México existen 51 especies de moscas blancas. Sin embargo, Soria (1997) señala que en los últimos informes de la Dirección General de Sanidad Vegetal se reportan 61 especies. Gómez (1997) identificó en el noreste de nuestro país a cuatro especies adicionales.

La identificación correcta de la especie de mosquita blanca con la cual se tiene problemas es de primordial importancia para el desarrollo de las diferentes estrategias del manejo integrado que se deben implementar para combatir a este insecto plaga. Actualmente, las técnicas más usadas para identificar biotipos o especies de mosquitas blancas son el análisis electroforético de proteínas (esterasas) y la

reacción en cadena de la polimerasa (Caballero, 1996). En el caso del complejo *Bemisia*, la presencia de *B. tabaci* MEAM1 (antes biotipo B o *B. argentifolii*) en una región dada se puede determinar de una manera muy práctica, mediante la observación del plateado de la hoja de la calabaza o la maduración irregular de frutos de tomate.

Con el propósito de identificar las especies de mosquita blanca presentes en la Comarca Lagunera, de 1995 a 1997 se colectaron especímenes de mosquita blanca y se enviaron al Centro Nacional de Referencia para su apropiada identificación (Anónimo, 1996), además los técnicos del Comité de Campañas Fitosanitarias con la ayuda de claves (Soria, 1997) se dieron a la tarea de identificar los especímenes colectados. Las especies identificadas durante 1995-96 fueron: la mosca blanca del camote, *Bemisia tabaci* Gennadius, la mosca blanca de la hoja plateada, *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring y la mosquita blanca de invernadero, *Trialeurodes vaporariorum* Westwood (Sánchez et al., 1996; Ávila et al., 1997). Durante 1997 se identificaron adicionalmente tres diferentes especies: la mosquita blanca de alas bandeadas, *Trialeurodes abutilonea* Haldeman, la mosquita blanca lanosa de los cítricos, *Aleurothrixus floccosus* Maskell y la mosquita blanca de las acacias, *Tetraleurodes acaciae* Quaintance. Las colectas recientes de mosquitas blancas provenientes del campo indican que la especie dominante en las áreas de cultivo es *Bemisia tabaci* = *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring (Ávila et al., 2000).

Las especies de mosquita blanca actualmente identificadas en la Comarca Lagunera se encuentran generalmente en diferentes hospedantes. Los principales hospedantes de *Trialeurodes vaporariorum* son: palabras de mujer (*Lantana* spp.) y vara de san José (*Althaea rosea*); de *Trialeurodes abutilonea* son: rosas (*Rosa* spp.), y manto de oso (*Oenothera* spp.); de *Aleurothrixus floccosus* son: mora (*Morus* spp.) y cítricos (*Citrus* spp.); de *Tetraleurodes acaciae* son: guajillo (*Acacia berlandieri*) y pata de vaca (*Bahinia divaricata*). En las áreas de cultivo, en los parques y jardines de la Comarca Lagunera la especie dominante que se encuentra infestando a los cultivos y ornamentales es *Bemisia argentifolii*, con excepción de los hospedantes anteriormente indicados (Ávila et al., 2000).

Las especies de mosquitas blancas detectadas en el Noroeste de México en cultivos, plantas ornamentales y maleza son *B. tabaci*, *B. argentifolii*, *B. afer*, *T. vaporariorum*, *T. abutilonea*, *Tetraleurodes nudus*, *T. acacia*, *T. ursorum*, *Aleurodicus dugesi* y *Tetralicia nigrans*. La especie dominante en cultivos en Sonora, Sinaloa y las Bajas Californias es *B. tabaci* = *B. argentifolii* (Pacheco; Pacheco, 1995, 1996a, b).

HOSPEDANTES

La mosquita blanca es una plaga polífaga que ataca a más de 500 especies de plantas hospedantes correspondientes a 74 familias (Brown et al. 1995). Sin embargo, no todas las plantas desarrollan poblaciones elevadas del insecto.

En la Comarca Lagunera se encontró que existen 107 diferentes especies hospedantes de la mosquita blanca. Las especies de plantas cultivadas más preferidas por la mosquita blanca en la Comarca

Lagunera son algodónero, brocoli, calabacita, coliflor, chile, girasol, melón, pepino, repollo, sandía y tomate. Las plantas hospedantes ornamentales y silvestres con niveles altos de infestación (más de 10 adultos por hoja) son vara de San José (*Althaea rosea*), borraja (*Sonchus oleraceus*), toloache (*Datura stramonium*), virginio (*Nicotiana glauca*), cadillo (*Xanthium strumarium*), retama (*Flaveria trinervia*) y gordolobo (*Helianthus annuus*) (Sánchez et al. 1996; Cano et al., 2000).

Los cultivos con niveles de infestación más elevados de mosquita blanca en el Noroeste de México son calabaza, pepino, melón, sandía, soya, ajonjolí, berenjena, tomate, tomate de cáscara, algodónero, okra, y papa. Las plantas silvestres más preferidas por la plaga son chinita (*S. oleraceus* y *S. asper*), toloache (*D. stramonium*), tomatillo (*Physalis* sp.), meloncillo (*Cucumis melo* var. *agrestis*), correhuela (*Convolvulus arvensis*) y malva (*Malva parviflora* y *M. moschata*). Las plantas ornamentales más preferidas son vara de San José (*A. rosea*), obelisco (*Hibiscus rosa-sinensis*), nochebuena (*Poinsetia* sp.), y lantana (*Lantana* sp.) (Pacheco; Pacheco, 1997).

BIOLOGIA DE MOSCA BLANCA

Ciclo biológico y descripción morfológica

La mosquita blanca posee metamorfosis incompleta, es decir, que su ciclo biológico presenta los estados de huevecillo, ninfa y adulto. El adulto de la mosquita blanca mide de 0.9 a 1.2 mm de largo, tiene alas de color blanco y el cuerpo es de color amarillento (Figura 2a). El huevecillo tiene forma de huso, es de color amarillo pálido recién ovipositado y de color castaño oscuro antes de la eclosión, miden en promedio 0.2 mm y el corion es liso y brillante. Los huevecillos son usualmente ovipositados en posición vertical en el envés de las hojas. Las ninfas pasan por cuatro estadios, el primero recibe el nombre de caminador y el último de “pupa”. El primer estadio ninfal es de forma oval, aplanada, semitransparente, de color verde amarillento, mide en promedio 0.3 mm de largo y con apariencia de una pequeña escama. El segundo estadio mide en promedio 0.5 mm de largo. El tercero y cuarto estadio miden en promedio 0.7 y 0.8 mm de largo, respectivamente (Figura 2b). El final del tercer y el cuarto estadio poseen manchas oculares distintivas, por lo que se les denomina comúnmente ninfas de ojos rojos. El cuarto estadio ninfal, o “pupa”, tiene manchas oculares prominentes, es ovalada, plana y con los márgenes externos redondeados (Norman et al., 1997; Riley; Sparks, 1993).

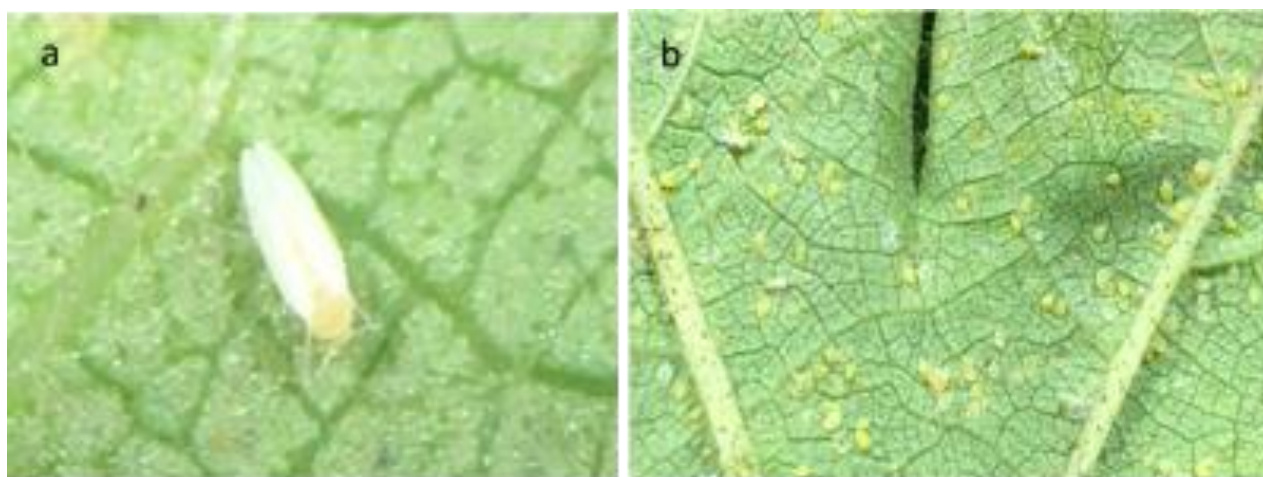


Figura 2. Adulto de mosca blanca a), ninfas grandes de mosquita blanca b).

Desarrollo de mosca blanca en función de temperatura y hospedantes

Nava (1996) determinó el efecto de la temperatura y planta hospedante en el desarrollo de la MBC. Los períodos de desarrollo desde huevecillo a adulto de la MBC en las variedades Tam Sun y Gold Rush de melón variaron de 14.7 días a 30 °C hasta 35.9 días a 20 °C (Tabla 1). En algodónero, variedades Deltapine 50 y Stoneville 453, dichos períodos de desarrollo variaron de 16.2 días a 30 °C hasta 37.9 días a 20 °C. La mosca blanca no completó su ciclo en chile. Las tasas de desarrollo (1/días de desarrollo) de huevecillos, ninfas y del ciclo completo de la MBC en melón se incrementaron al aumentar la temperatura hasta los 30 °C y luego decrecieron a 32 °C. Las ninfas no se desarrollaron a 35 °C en ninguno de los tres cultivos mencionados. Las tasas de desarrollo en melón fueron más altas que aquellas observadas en algodónero. Pacheco (1998c) encontró que el período de huevecillo a emergencia de adultos fue de 369.9, 330.2, 307 y 248 unidades calor (temperaturas umbrales mínima y máxima de 10 y 32.2 °C, respectivamente) en calabaza, melón, pepino y sandía, respectivamente.

Tabla 1. Duración (días) de las etapas biológicas de la mosca blanca en melón a diferentes temperaturas constantes.

Etapas biológicas	Temperatura (°C)				
	20	25	30	32	35
Huevecillo	12.7	7.1	5.3	5.4	6.0
1er. Estadio	5.2	3.8	2.6	2.8	---
2º. Estadio	3.2	2.4	2.4	1.8	---
3er. Estadio	3.0	1.2	1.8	2.9	---
4º. Estadio	11.8	6.6	2.5	6.5	---
Total ciclo	35.9	21.1	14.7	19.4	---

MUESTREO DE MOSCA BLANCA

Muestreo binomial

Un componente clave de los programas de manejo integrado de plagas son métodos confiables y eficientes para muestrear y/o monitorear la densidad de las plagas y para tomar decisiones de manejo de la población. El muestreo es también un componente fundamental de las actividades de investigación en ecología poblacional, dinámica de poblaciones, y el desarrollo de métodos de control alternativos. Varios métodos de muestreo para *B. tabaci* han sido implementados para propósitos de investigación y manejo en aquellos cultivos afectados por la plaga.

Los muestreos de adultos de mosca blanca se realizan de manera semanal; se utiliza el muestreo binomial, el cual, consiste en revisar la hoja del 5o nudo de arriba hacia abajo (Figura 3a) en 30 plantas elegidas al azar dentro del predio y distribuidas de tal manera que sean representativas de la parcela. Se considera hoja infestada cuando se cuentan 3 adultos o más por hoja (Figura 3b). Para el muestreo de ninfas se revisa la hoja del 5to nudo de arriba hacia abajo en un total de 30 plantas elegidas al azar dentro del predio, procurando que sean representativas de toda la parcela. En el segundo sector del envés de la hoja, se revisa un área equivalente a 3.88 cm^2 (disco foliar, equivalente a una moneda de cuarto de dólar) con ayuda de una lupa y se cuenta el número de ninfas grandes, de tercero y cuarto instar (Figura 3c). Se considera como hoja infestada cuando se detecta, mas de una ninfa grande de tercero o cuarto instar por disco foliar (Ellsworth et al., 2012).

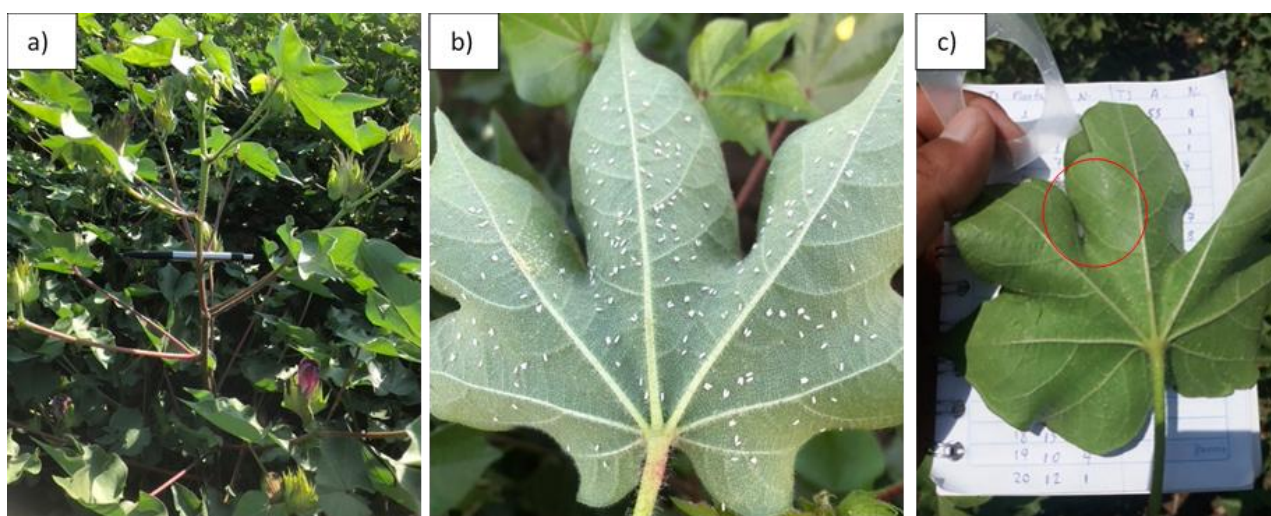


Figura 3. a) Ubicación de la hoja del 5to nudo, b) adultos de mosca blanca, c) ubicación del área foliar (disco foliar) en el segundo sector de la hoja.

Umbral económico

Se considera que la población de mosca blanca rebasó el umbral económico cuando se observen 12 hojas, de las 30 revisadas, con 3 adultos o más, lo que equivale al 40% de infestación. En el caso de ninfas, se considera que se alcanzó el umbral económico cuando se observen 12 hojas, de las 30 revisadas, con al menos 1 ninfa grande por disco foliar, lo que equivale al 40% de infestación por ninfas.

TÁCTICAS DE CONTROL

Control cultural

Las medidas de control cultural son modificaciones de las prácticas de manejo de los cultivos con el propósito de hacer el medio ambiente menos favorable para la reproducción, sobrevivencia y dispersión de la una plaga. Las medidas culturales de manejo de la mosca blanca comprenden el ajuste de fechas de siembra, cosecha y destrucción de residuos; restricción de la siembra de hospedantes susceptibles, uso de barreras físicas (por ejemplo, cubiertas flotantes y reflejantes), selección de variedades precoces, reducir los intervalos de corte en alfalfa, uso de defoliantes en algodónero, rotación de cultivos y buena sanidad de material vegetal. La eliminación de maleza hospedante de la mosca blanca es otra práctica recomendada para el manejo de la plaga; sin embargo, debe considerarse que hay maleza que actúan como reservorio de insectos benéficos, tales como la lechuguilla (*Lactuca serriola*) donde la mosca blanca es parasitada por *Encarsia* sp. a niveles superiores del 90% en el Valle del Yaqui (Pacheco; Pacheco, 1997).

Control biológico

Esta es una de las tácticas de control más importantes en programas de manejo integrado de la MBC. Por control biológico se entiende la acción directa de parasitoides, depredadores y entomopatógenos para mantener la densidad de una plaga por debajo del nivel que habría en ausencia de dichos enemigos naturales. El control biológico puede ocurrir naturalmente o ser inducido (control biológico aplicado). Las estrategias básicas de control biológico aplicado son introducción (control biológico clásico), aumento y conservación de enemigos naturales.

Los parasitoides nativos que atacan a ninfas de la mosca blanca en la Comarca Lagunera son *Encarsia pergandiella*, *Encarsia luteola* y *Eretmocerus tejanus*, con niveles de parasitismo bajos en repollo (0.10 a 0.80 %), algodónero (1.8 a 14.7 %) y melón (0 a 7.4 %) y relativamente altos en vid (8.5 a 50.6 %) (Hernández et al., 1997).

Las mosquitas blancas son atacadas por una gran variedad de depredadores, entre los cuales destacan las crisopas *Crysoperla carnea* y *C. rufilabris*, y los coccinélidos *Delphastus pusillus*, *D. mexicanus* e *Hippodamia convergens*. La presencia de estos depredadores en una región dada puede reducir las poblaciones de la mosca blanca (Cave, 1996; Nordlum, Legaspi, 1995).

Los hongos entomopatógenos más efectivos contra la mosca blanca son *Beauveria bassiana*, *Paecilomyces fumosoroseus*, *P. farinosus*, *Verticillium lecanii*, *Metarbizium anisopliae* y *Aschersonia aleyrodis*. Los principales requisitos para que los hongos ejerzan un control efectivo de la mosca blanca son alta concentración de esporas, una buena cobertura de aplicación y condiciones adecuadas de humedad relativa (arriba del 60 %) y temperatura (20-30 °C) (Shannon, 1996).

Control químico

El uso de reguladores de crecimiento como buprofezin y pyriproxifen muestran un buen control de *B. tabaci* en el cultivo de algodón, tanto en Arizona E.U.A. como en la Comarca Lagunera, México, sin afectar las poblaciones de insectos benéficos. Otros insecticidas que son compatibles con la conservación de los insectos benéficos son cyantraniliprol, spiromesifen, pyrifluquinazon, afidopiropen y flupiradifurone (Ellsworth, 2023).

PRINCIPALES ESPECIES DE INSECTOS BENÉFICOS EN ALGODONERO

Chinche pirata *Orius insidiosus* (Say), *Orius tristicolor* (White) y *Orius leavigatus* (Fieber)

Descripción: Los adultos son de forma oval y miden de 1.7 a 3 mm de longitud. Las alas son de color negro con manchas blancas y se extienden más allá de la parte final del cuerpo (Figura 4). Los estados inmaduros (ninfas) no presentan alas, son muy pequeñas, de color amarillo-anaranjado a marrón, con forma de lágrima y tienen movimientos rápidos. Las tres especies son muy similares, *O. tristicolor* es más oscura, con el clavus completamente negro, a diferencia de *O. insidiosus*, que lo presenta casi completamente blanco (Kelton, 1963; Wright, 1994).

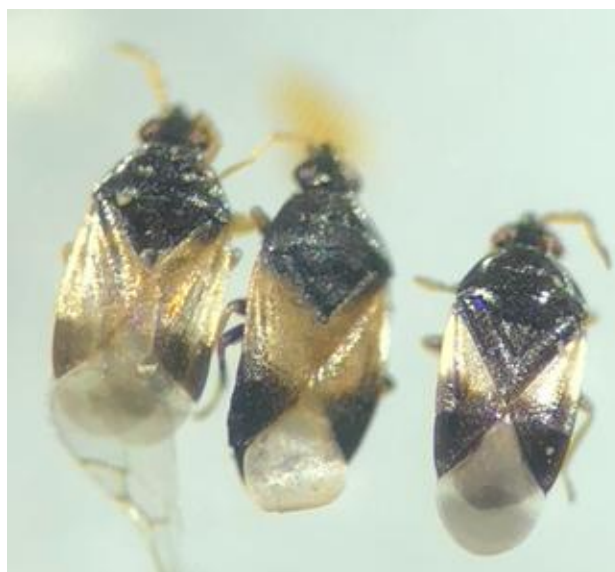


Figura 4. Adultos de chinche pirata, *Orius* spp.

Importancia: Adultos y ninfas se alimentan al succionar los líquidos internos de su presa. La succión se realiza a través de una modificación del aparato bucal en forma de pico que insertan en su presa. Son depredadoras de trips, ninfas de mosquita blanca, pulgones, ácaros, larvas pequeñas de mariposa e insectos de tamaño pequeño. Llegan a consumir hasta 33 ácaros por día. Se utilizan con frecuencia como agentes de control biológico y están disponibles en forma comercial (Wright, 1994).

Distribución: mundial

***Catarinita convergente* *Hippodamia convergens* (Guérin-Ménéville)**

Morfología: El adulto mide entre 4 y 8 mm de longitud y 2.5 a 4.9 mm de ancho, el dorso del pronoto es negro, con dos manchas blanco-amarillentas alargadas y estas convergen hacia la línea media del cuerpo, con los márgenes lateral y apical también de color blanco. Los élitros son rojo-anaranjado, se reconocen fácilmente por presentar manchas negras en cada élitro (Figura 5). La larva es alargada, campodeiforme, tiene color negro o pardo oscuro con manchas anaranjadas y el tórax rugoso (Morón; Terrón 1988; Bahena, 2008).



Figura 5. Adultos de la catarinita convergente, *Hippodamia convergens*.

Importancia: Adultos y larvas se alimentan principalmente de pulgones; aunque también son depredadores de huevecillos de varios insectos plaga y ácaros. Las larvas consumen un número variable de pulgones, hasta 170 por día (Dreistadt; Flint 1996).

Distribución: Este insecto es abundante en las regiones agrícolas de Norteamérica, Centroamérica y parte de Sudamérica, es muy común en casi todo México y California (Bahena, 2008).

***Crisopa verde, Chrysoperla carnea* (Stephens)**

Morfología: Los adultos de esta especie tienen una banda de color café/ negro en la gena y en la parte lateral del clipeo, son de color verde claro y tiene una franja en la parte dorsal de color amarillo, llegan a medir de 3.3 a 4 mm de longitud. Alas anteriores de 9-13 mm en el macho y de 11-14 mm en la hembra; todas las venas, incluyendo las gradadas, son de color verde; celda intermedia corta no hace contacto con la primera vena cruzada del sector Rs, y algunas veces llega al ápice. Tanto en el macho como en la hembra puede estar o no presente la mancha roja postocular en la cabeza (Figura 6) (Ramírez, 2007).



Figura 6. Adulto de la crisopa verde, *Chrysoperla carnea*.

Importancia: Esta especie es importante por su amplia distribución, reproducción y liberación masiva en programas de control biológico (Bahena, 2008).

Distribución: Se encuentra principalmente en la parte norte de América; sin embargo, esta especie tiene una amplia distribución geográfica y se encuentra en distintos tipos de hábitat (Ramírez, 2007).

Chinche ojona, *Geocoris punctipes* (Say)

Morfología: Es de color amarillento claro a verdoso sobre la mayor parte del cuerpo de color negro, con una mancha lateral sub basal de color amarillo, posee una longitud aproximada de 4 mm. Tiene una cabeza ancha brillante, con prominentes ojos saltones. Primer y segundo segmentos antenales oscuros, dos segmentos distales pálidos, patas amarillas con manchas oscuras en el fémur (Figura 7) (Slater; Baranowski, 1990; University of California, 2017).



Figura 7. Adulto de la chinche ojona, *Geocoris punctipes*.

Importancia: Se encuentra entre los enemigos naturales más importantes de las plagas del algodón. Se alimenta de una amplia variedad de presas más pequeñas que ellos, tales como huevos y larvas de la

mayoría de las plagas de lepidópteros como el gusano tabacalero, huevos y ninfas de las chinches lygus, mosca blanca, áfidos y ácaros (Crocker; Whitcom, 1980; Cohen; Byrne, 1992).

Distribución: En Estados Unidos su rango de distribución es el sur, norte de Nueva Jersey y Long Island, Nueva York, sur de Indiana, a lo largo de Illinois y oeste de California. También se puede encontrar en México (Slater; Basranowski, 1990).

Chinche mívrida, *Rhinacloa forticornis* (Reuter)

Morfología: El macho es de tamaño pequeño, robusto, de lados casi paralelos, coloración generalmente castaño. Segmentos antenales 1 y 2 negros, 3 y 4 mayormente amarillo contrastante (Figura 8).



Figura 8. Adulto de la chinche mívrida, *Rhinacloa forticornis*.

Importancia: *R. forticornis* está reportada como un depredador común de huevecillos y larvas pequeñas de *Heliothis virescens*. En pruebas de laboratorio *R. forticornis* redujo las poblaciones de ninfas de chinche Lygus de segundo estadio en 72% (Stoner; Bottger, 1965).

Distribución: Está reportado en Estados Unidos de manera abundante en Arizona. Desde el centro sur y el suroeste de los Estados Unidos hasta el extremo norte de Sudamérica y localidades dispersas en las Indias Occidentales.

Mosca sírfida, *Allograpta obliqua* (Vockerot)

Morfología: Los adultos miden de 6 a 7 mm de largo, con rayas amarillas en el tórax, y con bandas cruzadas en el abdomen; manchas de color amarillo en el cuarto y quinto tergito. Cara amarilla que carece de una franja media completa (Figura 9). Los huevos son de color blanco cremoso, alargados, ovalados y aproximadamente de 0.84 mm de longitud. Las larvas en plena madurez son de 8 a 9 mm con cuatro franjas longitudinales o de largo (Weems, 2026).



Figura 9. Adulto de la mosca sírfida, *Allograpta obliqua*.

Importancia: Las larvas son depredadoras principalmente de pulgones, también se alimentan de trips. Se ha determinado que una larva se puede llegar a comer hasta 400 pulgones durante todo su desarrollo. Los adultos solo se alimentan de néctar y polen (Weems, 2026; Nájera; Souza, 2010).

Distribución: Se encuentra en la mayor parte continental de los Estados Unidos, en Canadá, México y algunas partes neotropicales de América (Weems, 2026).

Escarabajo colops, *Collops vittatus* (Say)

Morfología: Es un escarabajo de cuerpo blando, mide entre 4 y 8 mm de longitud. Su nombre se debe a que presenta cuatro manchas de color azul metálico y de fondo color naranja-rojizo, cuerpo muy pubescente con setas largas y muy rígidas. Antenas de 11 segmentos con articulación muy ensanchada hacia el exterior, convexa externamente con prominencia dentiforme dura, oblicua y larga que surge de la base externamente (Figura 10). Las larvas son de color rosado, aplanadas, con las patas cortas y una pinza caudal, cuando termina su desarrollo construye una celda en el suelo para pupar (Marshall, 1952; Bahena, 2008).



Figura 10. Adultos del escarabajo colops, *Collops vittatus*.

Importancia: Los adultos son muy abundantes en la mayoría de los cultivos, se alimentan de huevecillos, larvas, pupas y ninfas. Son grandes depredadores (Nájera; Souza, 2010).

Distribución: Se distribuye desde Estados Unidos y México, hacia el Sur de Guerrero y Oaxaca.

Avispita, *Eretmocerus* sp. (Haldeman)

Morfología: El adulto es un pequeño himenóptero de 1mm de longitud. Su cabeza, tórax y abdomen son de color amarillo (siendo los machos más oscuros que las hembras). Posee tres puntos rojos en forma triangular sobre la cabeza y los ojos son de color verde. Las antenas en forma de mazo, formadas por 5 segmentos en las hembras y 3 en los machos, y largas y delgadas patas de color más claro que el resto del cuerpo (Figura 11).



Figura 11. Adulto de la avispita *Eretmocerus* spp.

Importancia: las avispidas *Eretmocerus* son parásitos internos solitarios de la mosca blanca que ovipositan en el exterior de las ninfas de la mosca blanca en desarrollo, completan el desarrollo larvario en la ninfa de la mosca blanca y pupan en las ninfas momificadas del cuarto estadio. Los *Eretmocerus* adultos emergen de las ninfas momificadas de la mosca blanca a través de un orificio de salida practicado en el dorso

Distribución: cosmopolita

Chinche pajiza, *Nabis* sp. (Latreille)

Morfología: Son insectos delgados de color amarillento, gris, marrón rojizo o marrón, miden aproximadamente 12 a 10 mm de largo y tienen cabeza alargada y antenas largas. Las ninfas se parecen a los adultos, pero son más pequeños y carecen de alas (Figura 12) (Sterling, 1982; University of California, 2017).



Figura 12. Ninfas y adulto de la chinche pajiza, *Nabis* sp.

Importancia: Son comunes en muchas plantas como el algodón. Algunas especies son consideradas de importancia económica por su acción como controladores de plagas, ya que se alimentan de trips, ácaros, pulgones, larvas pequeñas, chicharritas y chinches lygus, además de alimentarse de otros depredadores como las chinches piratas y chinches ojonas (Braman, 2000; University of California, 2017).

Distribución: Este género posee distribución mundial.

Chinche asesina, *Zelus* sp. (Fabricus)

Descripción: Conocidas comúnmente como chinches asesinas, son de color rojo a marrón amarillento. Las patas delanteras no tienen espinas y están cubiertas de una sustancia pegajosa que les sirve para capturar a sus presas (Figura 13) (Drees; Jackman, 1999).



Figura 13. Adulto de la chinche asesina, *Zelus* sp.

Importancia: Es un depredador generalista de un amplio rango de insectos como *Aphis gossypii*, (Hemiptera: Aphididae) (Kessing; Mau, 1991), otros míridos, huevos y larvas de Lepidoptera (Noctuidae, incluyendo *Helicoverpa* spp.) y Coleoptera (Coccinellidae) y larvas y adultos del curculiónido *Anthonomus*

grandis grandis (Boheman) (Drees; Jackman, 1999) y *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera: Psilidae) (Garrison, 2001).

Distribución: Se distribuye en EE. UU., México, Guatemala, Jamaica, Hawai, Filipinas.

RESULTADOS (2019)

Durante el ciclo agrícola 2019, se realizaron muestreos de mosca blanca en diferentes predios de algodón, adyacentes y lejanos al cultivo de melón, con diferente manejo (Tabla 2), para conocer la dinámica poblacional de la mosca blanca.

Tabla 2. Predios comerciales de algodonnero muestreados en 2019 en la Comarca Lagunera.

Localidad	Fecha siembra	de Variedad	Distancia a Melón	Aplicaciones insecticidas ^a				de
				Pic	Con	Mb	Total	
San Miguel	22 abril	DP 0912	Adyacente	1.5	0.5	1	3	
Corona	12 abril	DP 0912	Adyacente	2	2	3	7	
Tlahualilo	28 marzo	DP 0912	Adyacente	7	0	3	10	
E. Zapata	29 marzo	DP 0912	Distante	2	0	0	2	
El Fénix	27 marzo	FM 1740	Distante	6	0	0	6	
Horizonte	10 de abril	DP 0912	Distante	9	0.5	2.5	12	

^a Insecticidas usados: malathion vs. picudo, cipermetrina vs. conchuela, imidacloprid, acetamiprid, thiametoxam + lambdacihalotrina, pyriproxifén y spiromesifén v/s mosca blanca.

Densidades de mosca blanca

Las densidades de adultos y ninfas de mosca blanca fluctuaron a lo largo del ciclo del cultivo de algodonnero y variaron en función de la distancia a predios de melón. Se detectaron diferencias significativas entre localidades (predios de algodonnero con diferente distancia a melón) para las densidades de adultos ($F = 3.52$, g. l. = 5, $P = 0.0064$) y ninfas ($F = 4.94$, g. l. = 5, $P = 0.0006$). En los predios de algodonnero adyacentes a melón las poblaciones de adultos de la mosca blanca se mantuvieron bajas durante las primeras etapas de desarrollo del cultivo y después se incrementaron rápidamente alcanzando poblaciones altas (Figura 14a), mientras que en los predios alejados del cultivo de melón las poblaciones de mosca blanca se mantuvieron bajas durante todo el ciclo de cultivo (Figura 14b).

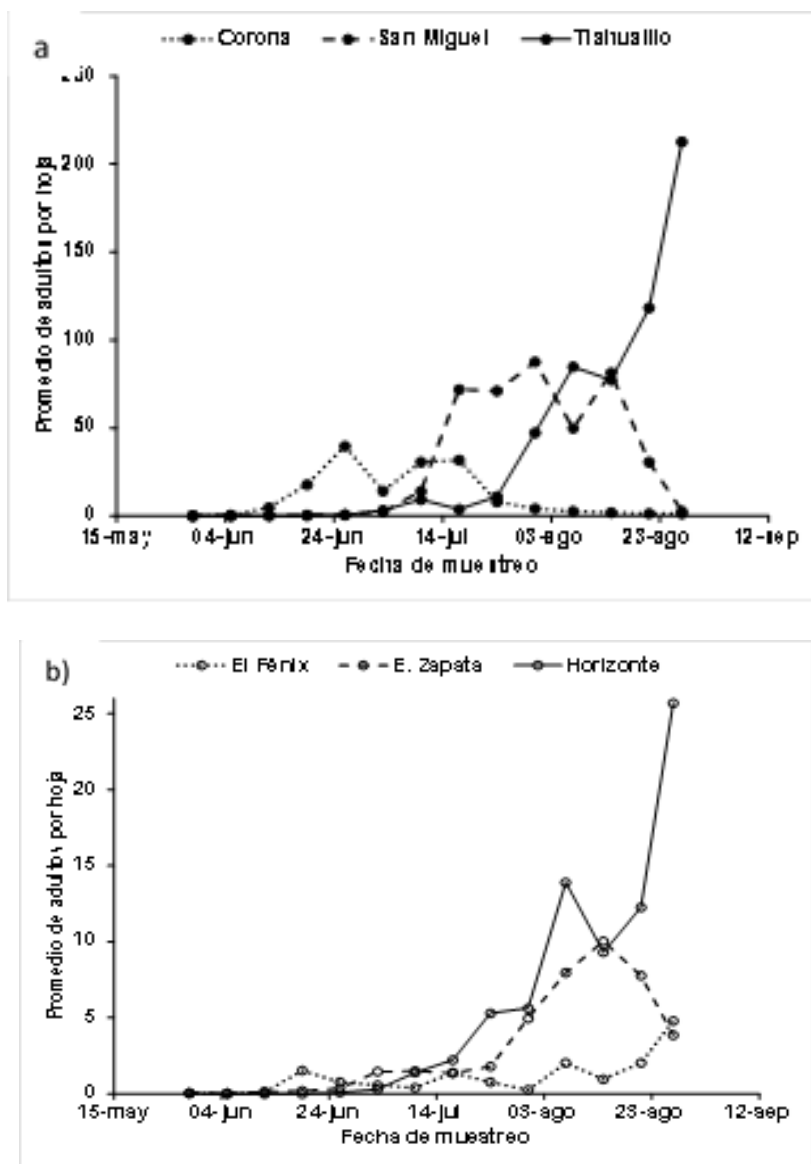


Figura 14. Fluctuación poblacional de adultos de mosca blanca, *Bemisia tabaci*, en predios de algodón cercanos (a) y distantes (b) de áreas productoras de melón de la Comarca Lagunera, México.

Una situación similar a la fluctuación poblacional de adultos donde se observó en la dinámica poblacional de ninfas de mosca blanca; alta población en los predios adyacentes al cultivo de melón (Figura 15a) y densidad baja en los predios alejados del cultivo de melón (Figura 15b).

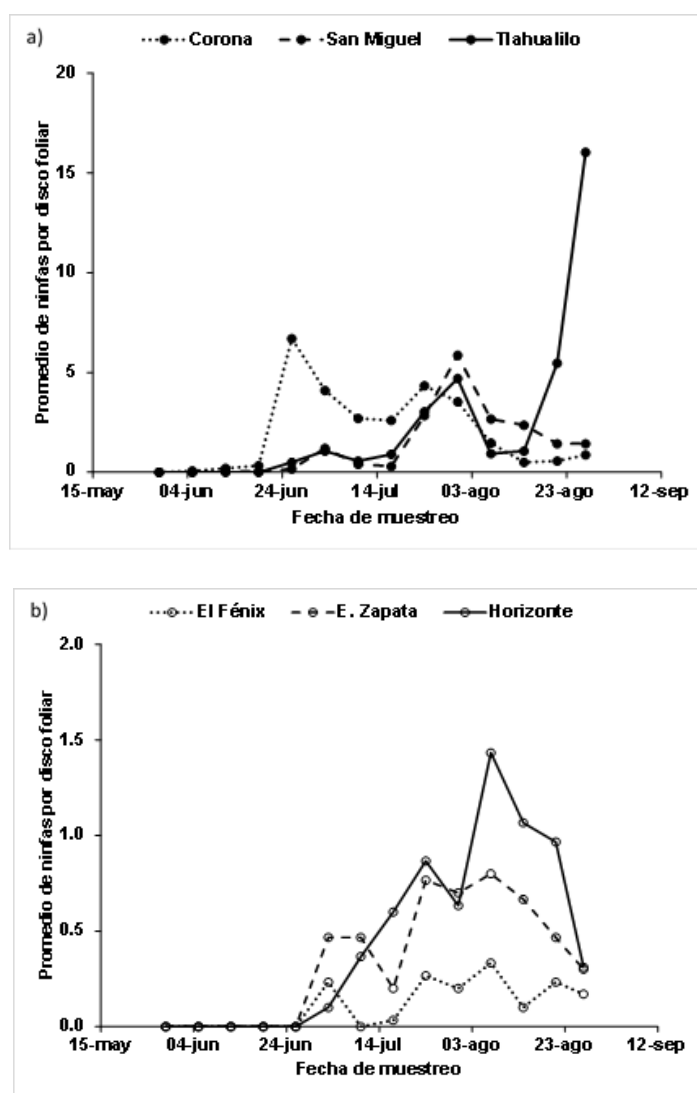


Figura 15. Fluctuación poblacional de ninfas de mosca blanca, *Bemisia tabaci*, en predios de algodón cercanos (a) y distantes (b) de áreas productoras de melón de la Comarca Lagunera, México.

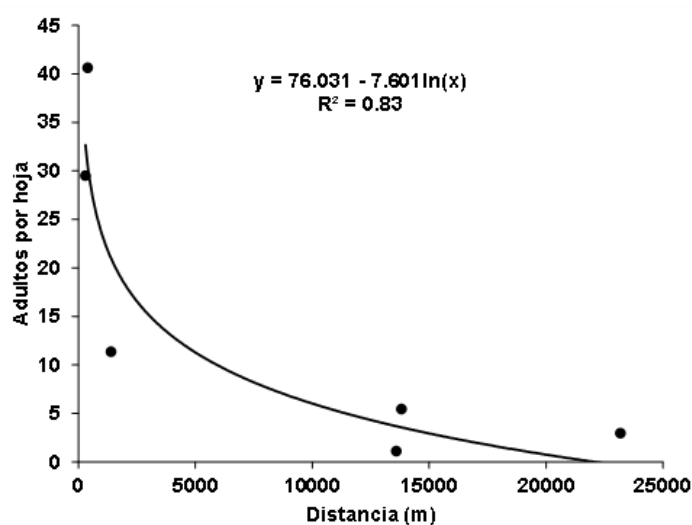
Se detectaron diferencias significativas entre localidades de adultos y ninfas de mosca blanca, los predios con las densidades de población más altas fueron los que estaban adyacentes a los predios de melón, mientras que los predios alejados presentaron densidades de población bajas (Tabla 3). Se encontró una relación lineal negativa y significativa entre los valores del grado de reflectancia (R_d) de la fibra de algodón y las densidades de adultos y ninfas de mosca blanca durante la época de formación de capullos, comprendida del 7 a 27 de agosto ($P = 0.0176$ y 0.0137 ; $r^2 = 0.79$ y 0.82) (Tabla 3). Al aumentar la densidad de la plaga se observa una reducción del valor R_d , lo que indica una reducción del grado de color blanco de la fibra (Tabla 3), lo cual pudo deberse a la contaminación con mielecilla sobre los capullos.

Tabla 3. Relación entre Densidades de Moscas Blancas, Rendimiento y Grados de Reflectancia de la Fibra de Algodón, Comarca Lagunera, México.

Localidad	Promedios de moscas blancas por hoja		Rendimiento (Kg/ha) ^b	Grado de reflectancia (valores Rd) ^c
	Adultos	Ninfas		
Tlahualilo	40.63a ^a	2.45a	4000	74.13
San Miguel	29.51 ^a	1.34ab	4700	79.17
Corona	11.35ab	2.00a	4000	79.53
Horizonte	5.44bc	0.45bc	5000	77.63
E. Zapata	2.97bc	0.35bc	5600	78.97
El Fénix	1.12c	0.11c	4600	81.07

a Medias por estado biológico de la mosca blanca con letras iguales no son estadísticamente diferentes entre localidades (DMS, P = 0.05). b La relación entre densidades de moscas blancas y rendimiento no fue significativa (P = 0.2500 y 0.0601 para adultos y ninfas). c Valores de grados de reflectancia (Rd) más altos corresponden a fibra de color más blanco.

Se observó una relación no lineal negativa entre las densidades de ninfas y adultos de mosca blanca en algodónero y la distancia a predios de melón. Al aumentar la distancia al melón se observa una reducción de las poblaciones de la plaga en algodónero (Figura 16).

**Figura 16.** Relación Entre las Densidades de Adultos de Moscas Blancas en Algodonero y la Distancia de Predios de Melón, Comarca Lagunera, México.

RESULTADOS (2021)

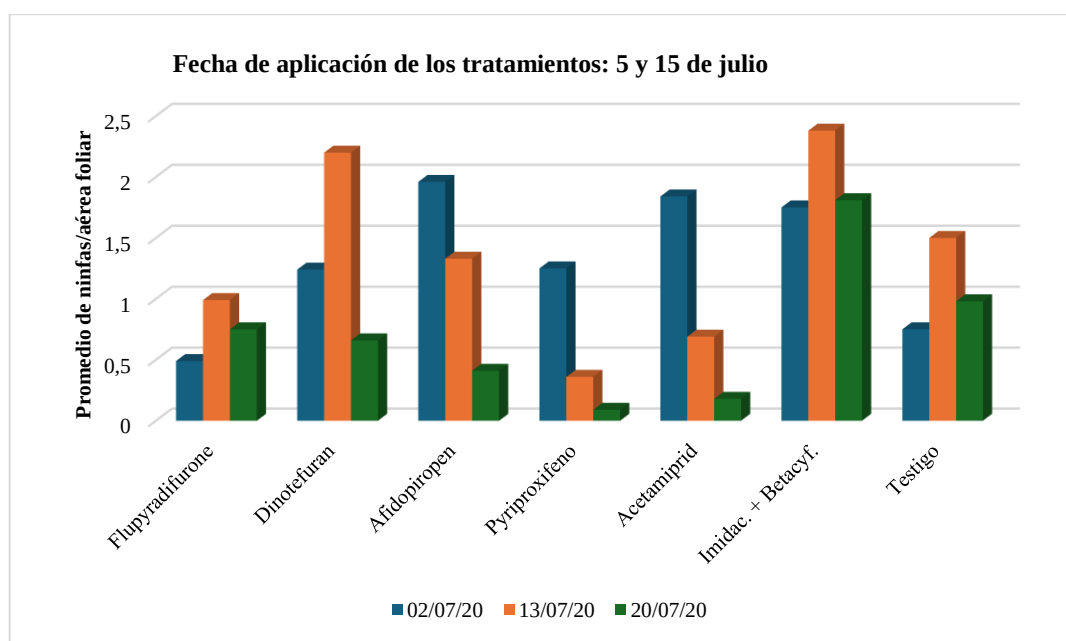
Evaluación de insecticidas y su impacto en los insectos benéficos

Se realizó la evaluación de efectividad biológica de diferentes insecticidas (Tabla 4) sobre la población de adultos y ninfas de mosca blanca, así como el impacto sobre los insectos benéficos en el cultivo algodónero.

Tabla 4. Tratamientos evaluados para el control de mosca blanca en algodónero.

Tratamiento	Dosis/ha
1.- Flupyradifurone	1.0 lt
2.- Dinotefuran	1.0 kg
3.- Afidopiropen	0.5 lt
4.- Pyriproxifen	0.5 lt
5.- Acetamiprid	0.3 kg
6.- Imidacloprid + Beta cyflutrin	0.25 lt
7.- Testigo	---

Los resultados obtenidos sobre el control de adultos de mosca blanca se presentan en la Figura 17. Todos los insecticidas tuvieron efecto sobre la población de adultos, excepto el insecticida a base de imidacloprid + betacyflutrin. El mayor efecto de control se observó en el insecticida regulador de crecimiento, pyriproxifen, seguido de acetamiprid (Figura 17).

**Figura 17.** Efecto de la aplicación de los tratamientos sobre la densidad poblacional de ninfas de *B. tabaci* en algodónero.

Efecto de los tratamientos sobre la densidad poblacional de insectos benéficos

En el muestreo previo de insectos benéficos, los más abundantes fueron las chinches piratas *Orius* sp., seguidos de catarinita convergente *Hippodamia convergens*. La población de insectos benéficos fue similar entre los tratamientos antes de la aplicación, lo que indica que la distribución es más o menos uniforme dentro del cultivo de algodón (Figura 18).

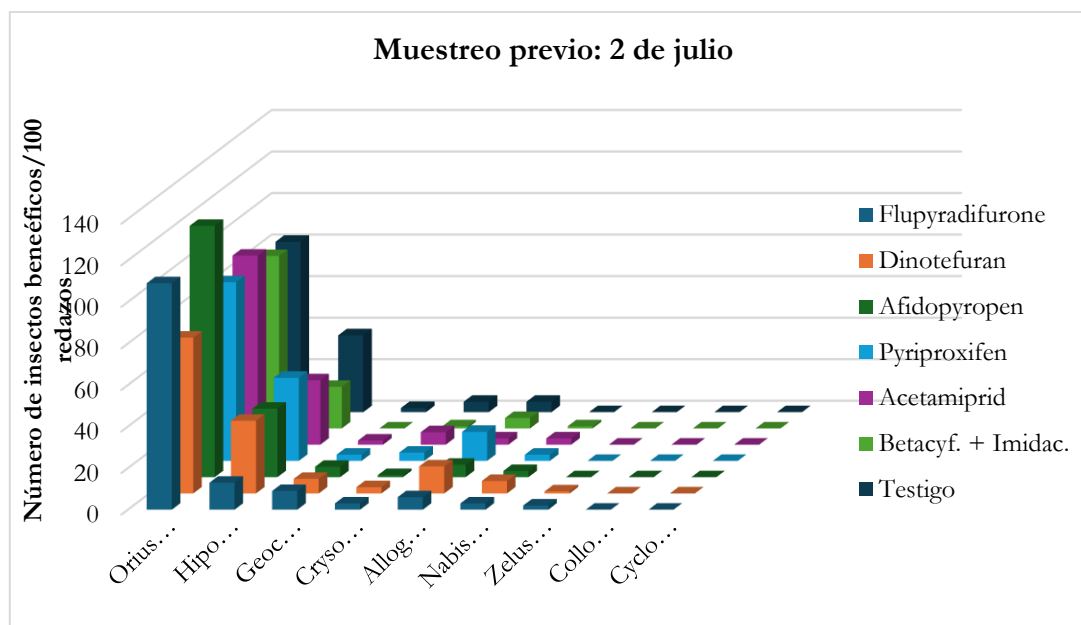


Figura 18. Densidad poblacional de insectos benéficos antes de realizar la aplicación de los tratamientos de insecticidas.

Después de la primera aplicación de los tratamientos, se observó una disminución drástica en la población de insectos benéficos en la mayoría de los tratamientos; solamente en el tratamiento a base de pyriproxifen y el testigo no se observó una reducción en la población de insectos benéficos (Figura 19). Lo anterior indica que la mayoría de los insecticidas tienen efectos adversos sobre la población de insectos benéficos, principalmente sobre la chinche pirata, *Orius* sp.

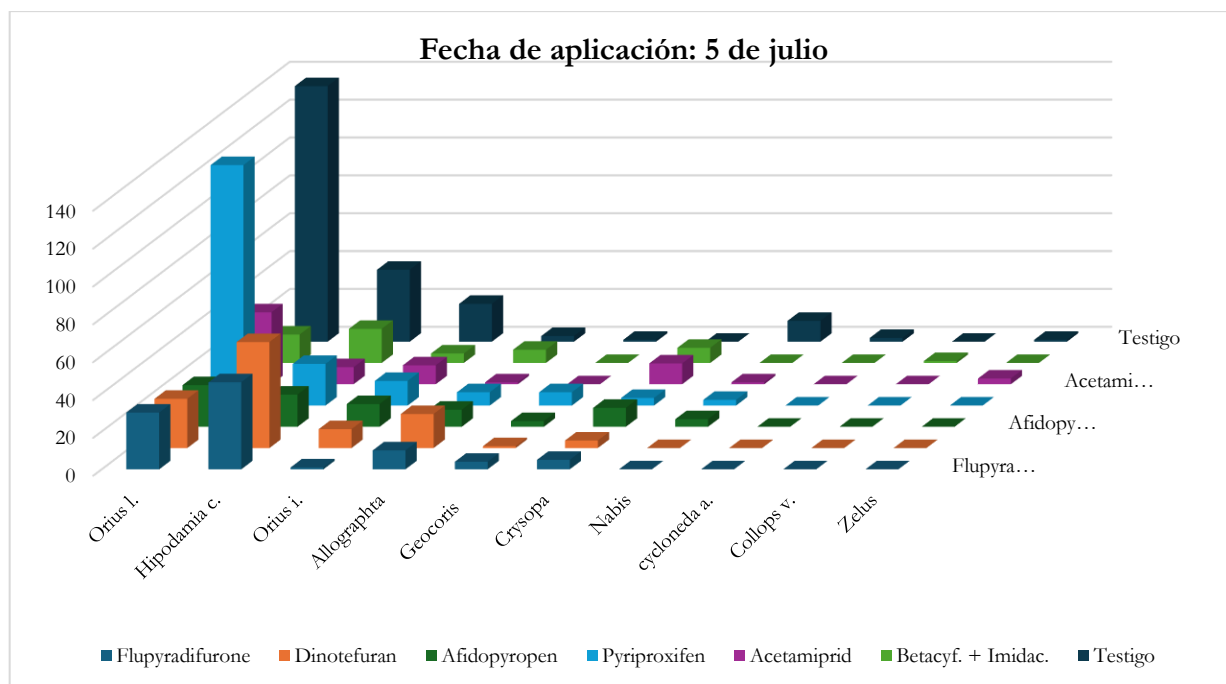


Figura 19. Densidad poblacional de insectos benéficos después de realizar la aplicación de los tratamientos de insecticidas.

RESULTADOS (2022 Y 2023)

Se estableció un experimento en el INIFAP, Campo Experimental La Laguna durante 2022 y 2023 con el fin de observar el impacto que tiene la conservación de los insectos benéficos en el agroecosistema algodón. Con este fin, se establecieron diferentes tratamientos para excluir a los insectos benéficos en diferente grado y así poder medir el efecto en la densidad poblacional de mosca blanca (Tabla 5).

Tabla 5. Evaluación de diferentes tratamientos sobre la densidad poblacional de mosca blanca e insectos benéficos en algodón.

Tratamiento	Dosis g.i.a./ha	Reducción de depredadores	Reducción de mosca blanca	Número de aplicaciones
1.- Acefate	1,123	Alta	Ninguna	3
2.- Acefate ^a	561.5	Media	Ninguna	3
3.- Acefate	280.75	Baja	Ninguna	2
4.- Pyriproxifen	60.64	Baja	Media	3
5.- Acetamiprid	112.30	Media	Alta	3
6.- Testigo	Ninguna	Ninguna	Ninguna	0

^a El tratamiento acefate dosis media solamente se utilizó en el ciclo agrícola 2022.

Densidades de mosca blanca

Los resultados indican que la población de mosca blanca, fue más abundante en los tratamientos a base de acefate debido a que este insecticida no tiene efecto significativo sobre la población de mosca blanca, pero es altamente tóxico para la población de insectos benéficos. Debido a la eliminación de los enemigos naturales, la población de mosca blanca se incrementó de manera significativa en dichos tratamientos. Por el contrario, la población de adultos y ninfas de mosca blanca fue baja en los tratamientos a base de acetamiprid y pyriproxifen; los cuales redujeron la población de adultos y ninfas de mosca blanca durante el resto de la temporada, tanto en 2022 como en 2023. En el testigo sin tratar, la densidad poblacional de adultos y ninfas de mosca blanca se observó en un nivel intermedio entre los tratamientos a base de acefate y el acetamiprid y pyriproxifen.

Densidades de insectos depredadores

Durante este estudio se encontraron 16 especies de insectos depredadores en plantas de algodón tratados con insectidas y un testigo, lo que concuerda con las 16 especies reportadas en algodón transgénico en la Comarca Lagunera de Coahuila por Nava y Ávila (2017), siendo las más abundantes *Orius* sp. (33.2% del total de depredadores), *Rhinacloa* sp. (23.1%), *H. convergens* (14.4%), *Chrysoperla* sp. (13.8%), *Drapetis* sp. (5.5%) y otras especies de arañas (3.8%). Las 10 especies restantes conformaron solo

el 6.1% del total de depredadores. Los tratamientos a base de acefate y el tratamiento a base de acetamiprid presentaron una densidad poblacional baja respecto al testigo sin tratar, mientras que el tratamiento a base de pyriproxifen presentó una densidad poblacional alta, siendo estadísticamente igual al testigo sin tratar. Lo anterior indica que las poblaciones de insectos benéficos son afectadas significativamente por los tratamientos a base de acefate y acetamiprid, mientras que el regulador de crecimiento, pyriproxifen no presentó efectos adversos en la abundancia de insectos benéficos durante los dos años de estudio, ya que su densidad poblacional fue similar estadísticamente al testigo sin tratar.

Efecto de los tratamientos en la producción de algodón

En el ciclo agrícola 2022 se observaron diferencias estadísticas significativas entre tratamientos; la producción más alta se registró en el tratamiento a base de pyriproxifen, siendo estadísticamente igual a los tratamientos a base de acetamiprid, a los tratamientos a base de acefate dosis alta y baja y al testigo sin tratar. La producción más baja se registró en los tratamientos a base de acefate (Figura 20).

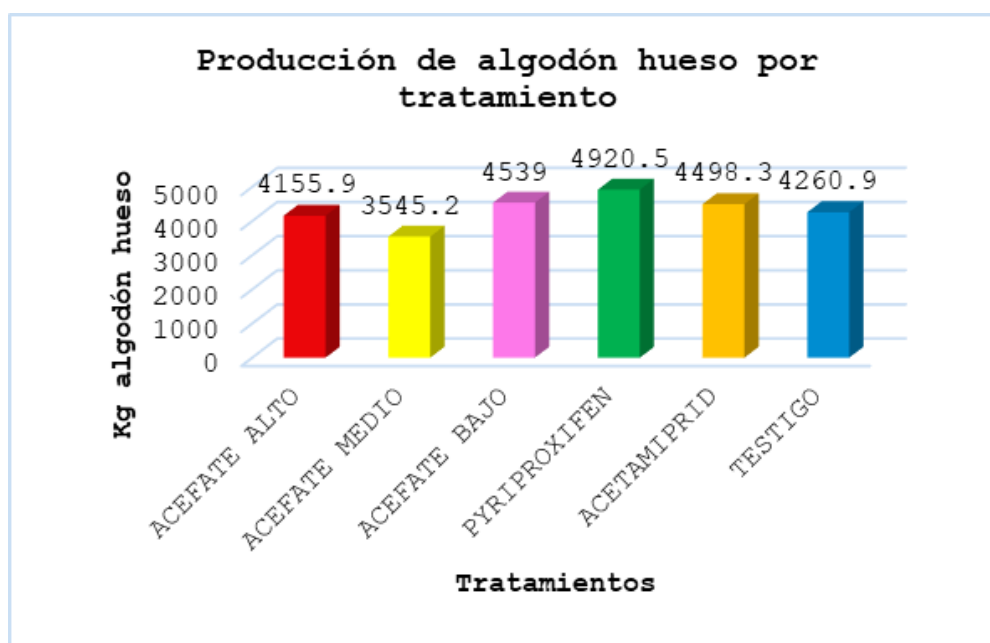


Figura 20. Producción de algodón en hueso en diferentes tratamientos con insecticida en 2022.

Durante el ciclo agrícola 2023, la producción de algodón en hueso mostró diferencias significativas entre los tratamientos; La producción más alta se obtuvo en los tratamientos a base de acetamiprid y pyriproxifen, siendo estadísticamente iguales, en tanto la separación de medias indica que los tratamientos a base de acefate y pyriproxifen fueron estadísticamente iguales al testigo sin tratar (Figura 21).

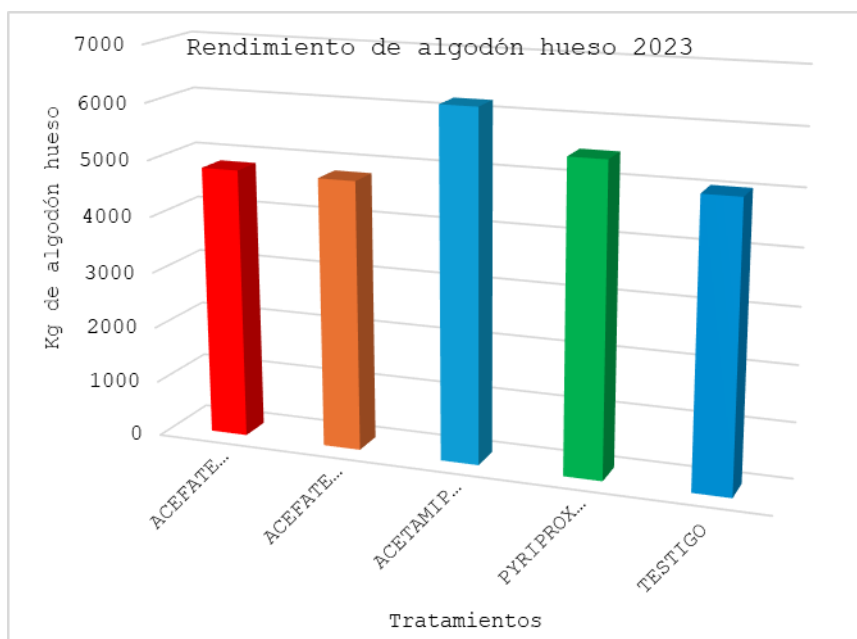


Figura 21. Producción de algodón hueso en los diferentes tratamientos de insecticida en 2023.

CONCLUSIONES

Con base en los resultados obtenidos durante los años de estudio, se concluye que la conservación de los enemigos naturales dentro del agroecosistema del algodón desempeña un papel crucial en la regulación de plagas como la mosquita blanca. El uso de insecticidas reguladores del crecimiento como el pyriproxifen son una herramienta útil para el control mosca blanca y son compatibles con la conservación de los insectos benéficos.

Los resultados del presente estudio indican la necesidad de realizar un manejo más adecuado con insecticidas selectivos para el control de *B. tabaci* en los predios de algodón para reducir las pérdidas de rendimiento y costos de control; así como conservar a la entomofauna benéfica.

LITERATURA CITADA

- Anónimo (1996). Instructivo para la toma de y envío de muestras de mosquita blanca. Centro Nacional de Referencia de Diagnóstico Fitosanitario. DGS-SAGAR. México, D. F. 2 p.
- Ávila, G., M. del R., P. Cano, R. & Sánchez, H. G. (1997). Identificación de especies de "mosquitas blancas" en la Comarca Lagunera, p. 99. Memorias del XXXII Congreso Nacional de Entomología. IMSS-Metepec. Puebla, México.
- Ávila, G., M. del R., P. Cano, R. & Nava, U. C. (2000). Identificación de las especies de moscas blancas presentes en la Región Lagunera, pp 669-674. En: S. G. Stanford C., A. Morales M., J. R. Padilla R. y M. P. Ibarra G. (eds), Memorias del XXXV Congreso Nacional de Entomología. Acapulco, Gro., México.

- Bahena, J. F. (2008). Enemigos naturales de las plagas agrícolas del maíz y otros cultivos. Libro técnico Núm. 5. SAGARPA – INIFAP. Uruapan, Michoacán, México. 174 p.
- Bourelly, J., Gutknecht, J., & Fournier, J. (1984). Etude chimique du collage des fibres de coton. Ire, partie: Role des sucres et des miellats dans la processus du collage. Coton et Fibers Tropicales. 39:47-53.
- Braman, S. K. (2000) Damsel bugs (Nabidae). In: Schaefer, C. W., Panizzi, A. R. (eds) Heteroptera of economic Importance. CRC Press, Boca Raton, pp 639–656.
- Brown, J. K., Frohlich, D. E., & Rosell, R. C. (1995). The sweetpotato/silverleaf whiteflies: biotypes of *Bemisia tabaci* Genn. or species complex? Ann. Rev. Entomol. 40:511-534.
- Caballero, R. (1996). Identificación de moscas blancas, pp. 1-10. In: L. Hilje (ed.), Metodologías para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus. CATIE, Unidad de Fitoprotección, Turrialba, Costa Rica.
- Bartlett, A. C., & Gawel, N. J. (1993). Determining whitefly species. Science 261:1333-1335.
- Cano, R. P., Ma. Del R. Avila, G., U. Nava, C., H. Sánchez, G., E. López, R., M. Rangel & Blanco, E. C. (2000). Plantas hospedantes de la mosquita blanca de la hoja plateada en la Comarca Lagunera. Folia Entomológica. (En prensa).
- Cave, R. D. (1996). Parasitoides y depredadores, pp. 69-76. In: L. Hilje (ed.), Metodologías para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus. CATIE, Unidad de Fitoprotección, Turrialba, Costa Rica.
- Cohen, A. C., & Byrne, D. N. (1992). *Geocoris punctipes* as a predator of *Bemisa tabaci*. Entomol. Exp. Et Appl. 64: 195-202.
- Crocker, R. L., & Whitcomb, W. H. (1980). Feeding niches of the big-eyed bugs *Geocoris bullatus*, *G. punctipes*, and *G. uliginosis* (Hemiptera: Lygaeidae: Geocorinae). Environ. Entomol. 9: 508-513.
- Dreistadt, S. H., & Flint, M. L. (1996). Melon aphid (Homoptera: Aphididae) control by inundative convergent lady beetle (Coleoptera: Coccinellidae) release on chrysanthemum. Environmental Entomology, 25(3), 688-697.
- Dress, B. M. & Jackman, J. (1999). Field guide to Texas insects. Gulf Publishing Co., Houston, Texas. Rev. Oct. 21, 2003, in, <http://insects.tamu.edu/fieldguide/aimg51.html>
- Ellsworth, P. C. (2023). Manejo fitosanitario de insectos de hábito chupador en algodónero. Manejo Agronomic del Cultivo del Algodonero. Chihuahua, Mex. March 23, 2023. (Presentation).
- Ellsworth, P. C., Brown, L., Castro, G. & Naranjo, S. (2012). In 7 minutes or less. The University of Arizona Cooperative Extension, IPM Short. <http://cals.arizona.edu/apmc/docs/WhiteflySamplingShort.pdf>
- Garrison, R. W. (2001). Nuevas plagas de la agricultura en el sur de California. Psílido del eucalipto rojo, *Glycaspis brimblecombei*. Agricultural Commissioner/Weights & Measures, Los Angeles Co. Rev. Oct. 21, 2003, in, <http://acwm.co.la.ca.us/pdf/RedGumLerppsyllidspan.pdf>

- Gómez, J. (1997). Moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) sus hospederos y parasitoides en el Noreste de México. Tesis de maestría. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.
- Hector, D. J. & Hodkinson, I. D. (1989). Stickiness in Cotton. CAB International, Oxon.
- Henneberry, T. J. & Butler, Jr. G. D. (1992). Whiteflies as a factor in cotton production with specific reference to *Bemisia tabaci* (Gennadius), pp. 674-683. In D. Herber & D. A. Richter [eds.], Proceedings, Beltwide Cotton Production Conference. National Cotton Council, Memphis, TN.
- Henneberry, T. J. & Toscano, N. C. (1993). Current status of the sweetpotato whitefly problem, pp. 3-4. In T. J. Henneberry, N. C. Toscano, R. M. Faust, J. R. Coppedge [ed.], Sweetpotato whitefly: 1993 Supplement to the five-year national research and action plan. U. S. Dept. Agric., Agric. Res. Service No. 112.
- Hernández, L. R., Nava, C. U. & Ramírez, D. M. (1997). Identificación de parasitoides y niveles de parasitismo sobre la mosquita blanca de la hoja plateada, *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring, en melón en la Comarca Lagunera, pp. 94-96. In: Memoria del XX Congreso de Control Biológico. Guadalajara, Jal., Méx.
- Kelton, L. A. (1963). Synopsis of the genus *Orius* Wolff in America north of Mexico (Heteroptera: Anthocoridae). Can Entomol., 95: 631-636.
- Kessing, J. L. M. & Mau, R. F. L. (1991). *Aphis gossypii* (Glover). Crop Knowledge Master. Melon Aphid. Rev. Oct. 21, 2003, in, http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/Type/aphis_g.htm
- Khalifa, H. & Gameel, O. I. (1982): Control of cotton stickiness through breeding cultivars resistant to whitefly, *Bemisia tabaci* (Genn.) infestation. In: Improvement of Oil Seed Industrial Crops by Induced Mutations. Intl. Atomic Energy Agency, Vienna. Pp. 181-186.
- León, R., Cervantes, M. & Sánchez, J. B. (1996). Monitoreo Regional de mosca blanca en algodónero y toma de decisiones. DDR 002, Río Colorado 1996, pp. 25-31. In: Memorias II Reunión Binacional sobre control de la mosquita blanca y otras plagas del algodónero. Publicación especial No. 5. Mexicali B. C. México.
- Marshall, M. Y. (1952). The Malachiidae of north central México (Coleoptera). American Museum of Natural History. New York. Num. 1584: 20 p.
- Morón, M. A. & Terrón, R. A. (1988). Entomología Práctica: una guía para el estudio de los insectos con importancia agropecuaria, médica, forestal y ecológica de México. Instituto de Ecología A. C. Publicación N° 22. México, D. F. 504 p.
- Nájera, R. M. B & Souza, B. (2010). Insectos Benéficos: Guía para su identificación. INIFAP-Campo Experimental Uruapan, Uruapan, Michoacán, México. 73 p.
- Nava, C. U. (1996). Bionomics of *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring on cotton, cataloupe, and pepper. Tesis Doctoral. Texas A&M University. 212 p.

- Nava, C. U. & Ávila, R. V. (2017). Diversidad de insectos en algodónero convencional y transgénico en México. Folleto Técnico. Universidad Juárez del Estado de Durango. Facultad de Ciencias Biológicas.
- Nordlund, D. A. & Legaspi J. C. (1995). Whitefly predators and their potential for use in biological control, pp. 499-513. In: D. Gerling and R. T. Mayer (eds.), *Bemisia* 1995: taxonomy, biology, damage, control and management. Intercept, Andover, UK.
- Norman, J. W. Jr., D. G. Riley, P. A. Stansly, P. C. Ellsworth & Toscano, N. C. (1997). Management of silverleaf whitefly: A comprehensive manual on the biology, economic impact and control tactics.
- Pacheco, M. F. & Pacheco, C. J. J. (1995). Mosquita blanca en el noroeste de México, Informe de investigación 1993. Memoria Científica No. 1. CEVY-CIRNO-INIFAP, Cd. Obregón, Son., Méx. 66 p.
- Pacheco, C. J. J. & Pacheco, F. M. (1996 a). Mosquita blanca en el noroeste de México, 1994. Memoria Científica No. 2. CEVY-CIRNO-INIFAP, Cd. Obregón, Son., Méx. 78 p.
- Pacheco, C. J. J. & Pacheco, F. M. (1996b). Mosquita blanca en el noroeste de México, 1995. Memoria Científica No. 3. CEVY-CIRNO-INIFAP, Cd. Obregón, Son., Méx. 73 p.
- Pacheco, C. J. J. (1998c). Relación cultivo, temperatura y población de la mosquita blanca de la hoja plateada (*Bemisia argentifolii* Bellows & Perring), pp. 26-29. In: J. J. Pacheco y F. Pacheco M. (Comps.). Mosquita blanca en el Noroeste de México, 1997. Memoria Científica Núm. 5. CIRNO-INIFAP-SAGAR. Cd. Obregón, Son., Méx.
- Pacheco, C. J. J. & Pacheco, M. F. (1997). Plantas hospedantes de la mosquita blanca de la hoja plateada (*Bemisia argentifolii* Bellows & Perring) en el noroeste de México, pp. 57-73. In: J. J. Pacheco C. y F. Pacheco M. (Comps.). Mosquita blanca en el Noroeste de México, 1996. Memoria Científica Núm 4. CIRNO-INIFAP-SAGAR.
- Ramírez, D. M. (2007). Distribución, Abundancia, Diversidad y Atributos Bioecológicos de Especies de Chrysopidae (Neuroptera) Asociadas a Frutales del Centro y Norte de México. Tesis de Doctorado. Universidad Autónoma de Nuevo León. 145 p.
- Riley, D. G. & Sparks, A. N. Jr. (1993). Managing the sweetpotato whitefly in the Lower Rio Grande Valley of Texas. Texas A & M University, TAES, B-5082.
- Sampson, W. W. & Drews, E. A. (1941). Fauna Mexicana IV. A Review of the Aleyrodidae of México. IPN, An. Esc. Nac. Cienc. Biol. (2 y 3):143-189.
- Sánchez, G. H., P. Cano, R., G. de Avila, D & Rodríguez, G. L. (1996). Informe de actividades, Campaña contra la mosquita blanca de la hoja plateada, *B. argentifolii* B. & P., en la Región Lagunera. Comité Coordinador de la Campaña contra la Mosquita Blanca, SAGAR.
- Shannon, P. J. (1996). Hongos entomopatógenos, pp. 60-68. In: L. Hilje (ed.), Metodologías para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus. CATIE, Unidad de Fitoprotección, Turrialba, Costa Rica.

- Slater, J. A. & Baranowski, R. M. (1990). Arthropods of Florida and Neighboring Land Areas. Lygaeidae of Florida (Hemiptera: Heteroptera). Florida Department of Agriculture and Consumer Services. Division of Plant Industry. Contribution No. 725. Gainesville, Florida. 211 p.
- Soria, M. J. (1997). Identificación de especies de mosquita blanca, pp 15-22. En: Memorias del curso de Manejo Integrado de Mosquita Blanca. CNSA-GGSV-CNRDF. México, D. F.
- Sterling, W. L. (1982). Predaceous insects and spider, pp. 25-31. In: Bohmfalk, G. T., Frisbie, R.E., Sterling, W. L., Metzger, R. B. and Knutson, A. E. (eds) Identification, biology and sampling of cotton insects. Tex. Agric. Ext. Serv. B-933.
- Stoner, A., & Bottger, G. T. (1965). *Spanogonicus albofasciatus* and *Rhinacloa forticornis* on cotton in Arizona. Journal of Economic Entomology, 58(2), 314-315.
- University of California. (2017). UC IPM. Natural enemies gallery. UC IPM (obtenido de <http://ipm.ucanr.edu/PMG/NE/index.html>) 3 de noviembre de 2017.
- Watson, T. F. (1995). Silverleaf whitefly: keys to management, pp. 160-161. In D. Herber & D. Richter [eds.], Proceedings Beltwide Cotton Conference. National Cotton Council, Memphis, TN.
- Weems, H. V. (2026). A hover fly, *Allograpta obliqua* (Say) (Insecta: Diptera: Syrphidae). IFAS Extension EENY185. University of Florida, Gainesville, Florida. (<https://ask.ifas.ufl.edu/publication/IN342>).
- Wright, B. (1994). Know Your Friends: Minute Pirate Bugs, Midwest Biological Control News Online. Vol.I, No.1.

Estrategias para el Control de Moscas en los Establos

Strategies for Controlling Flies in Stables

Recibida em: 13/12/2025

Aprobado em: 07/03/2026

 10.46420/9786585756778cap5

Roberto Sánchez-Lucio¹ 

Miguel Ángel Gallegos-Robles¹ 

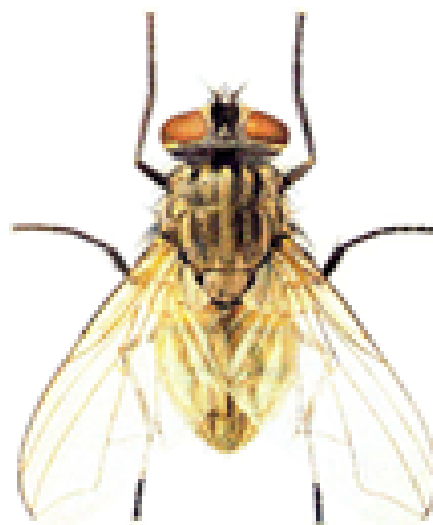
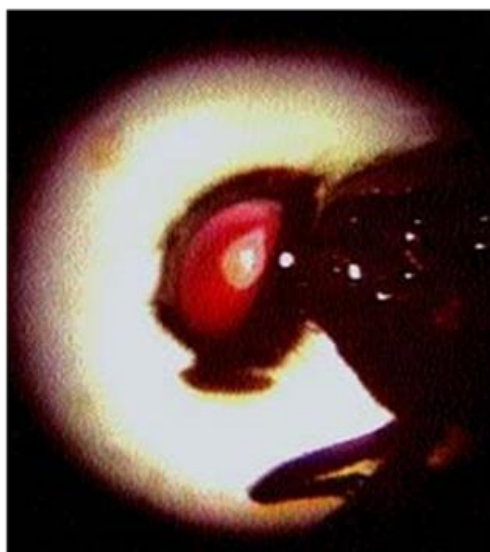
Rafael Gómez-Jaimes² 

José Luis García-Hernández¹ 

Urbano Nava-Camberos¹ 

Ernesto González-Gaona^{3†} 

Rafael Zúñiga-Valenzuela¹ 



¹ Programa Institucional de Doctorado en Ciencias Agrícolas y Forestales, Universidad Juárez del Estado de Durango, Gómez Palacio, Durango CP 35111.

² Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. C.E. Santiago Ixcuintla, Santiago Ixcuintla, Nayarit. CP 63300

³ Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas, y Pecuarias, Campo Experimental Pabellón, Pabellón de Arteaga, Aguascalientes CP. 20660.

†Autor para correspondencia: eggaona@yahoo.com.mx

RESUMEN

En los establos se presentan problemas con moscas. Las moscas domésticas son portadoras de enfermedades, mientras que las moscas de los establos y del cuerno se alimentan de sangre, causando dolor al ganado y repercutiendo negativamente en la producción de leche; la problemática va desde la disminución en el consumo y conversión del alimento, reducción de la producción de leche por unidad animal, diseminación de enfermedades como Diarrea Viral Bovina (DVB), Salmonelosis y Mastitis; así como un problema de comodidad y estética en áreas aledañas a zonas urbanas debido a las migraciones de moscas de los establos hacia las casas. La mejor estrategia de control de las moscas en los establos es el manejo integrado, que incluye tanto el manejo adecuado del estiércol, el control biológico con liberaciones inundativas de *Spalangia* y/o *Muscidifurax*, y el empleo de trampas con atrayentes alimenticios y de luz ultravioleta, así como diferentes estrategias de aplicaciones de control químico.

Palabras clave: *Musca domestica*, *Haematobia irritans*, *Stomoxys calcitrans*.

SUMMARY

Problems with flies occur in the stables. Houseflies are carriers of disease, while stable and horn flies feed on blood, causing pain to livestock and negatively impacting milk production; the problems range from the decrease in feed consumption and conversion, reduction of milk production per animal unit, dissemination of diseases such as Bovine Viral Diarrhea (BVD), Salmonellosis and Mastitis; as well as comfort and aesthetics problem in areas adjacent to urban areas due to the migration of flies from the stables to the houses. The best strategy for controlling flies in stables is integrated pest management, which includes both proper manure management, biological control with inundative releases of *Spalangia* and/or *Muscidifurax*, as well as traps with food and ultraviolet light attractants, as well as different strategies for chemical control applications.

Index words: *Musca domestica*, *Haematobia irritans*, *Stomoxys calcitrans*.

INTRODUCCIÓN

Aguascalientes, es considerada, como una de las cuencas lecheras más importantes de México, con más de 3 mil establos con una producción anual de 429 millones de litros de leche, y la derrama económica con un valor de 2 mil 639 millones de pesos, además de generar empleos y arraigo al campo, y la siembra de cultivos específicos para la producción de alimentos para el ganado (maíz y alfalfa). Los establos emplean vacas Holstein en forma estabulada con diferentes grados de tecnificación acorde a los recursos económicos del productor. Dentro de los factores que disminuyen la productividad se encuentran la calidad de la alimentación, los ciclos reproductivos y sus trastornos, las medidas de manejo del ganado y la salud de los mismos (Cruz et al., 1999).

En los establos de Aguascalientes se presentan problemas con moscas. Las moscas domésticas son portadoras de enfermedades y las moscas de los establos se alimentan de sangre, causando dolor al

ganado y repercutiendo negativamente en la producción de leche; la problemática va desde la disminución en el consumo y conversión del alimento, reducción de la producción de leche por unidad animal, diseminación de enfermedades como por ejemplo Diarrea Viral Bovina (DVB), salmonelosis y mastitis, así como un problema de comodidad y estética en áreas aledañas a zonas urbanas debido a las migraciones de moscas de los establos hacia las casas (Núñez et al., 1999).

En EUA, las pérdidas económicas ocasionadas por las moscas en los establos se han cuantificado en pérdidas en peso de media libra de carne por animal por día y una disminución en la producción de leche del 10- 20% (Chihu; Chihu, 1996a), que representa un impacto económico de 600 millones de dólares de pérdidas, tanto en la producción de leche y carne (Byford et al., 1992). Mientras que en Colombia se mencionan pérdidas de 100 millones de dólares anuales en las actividades ganaderas por el problema de moscas que involucra pérdidas en la productividad de ganado de carne y leche y sus derivados incluyendo los costos de producción (Rincón et al., 2017).

Lo anterior debido a picaduras de las moscas bravas (*S. calcitrans* y *H. irritans*), estrés, disminución del confort, afectando el consumo de alimento y reducción de la producción de leche. La mosca de los establos *S. calcitrans* ocasiona una picadura dolorosa al ganado y succiona la sangre del hospedero debido a lo cual el ganado disminuye su consumo de alimento, lo cual trae como consecuencia una disminución en la producción de leche y carne, ya que se reduce la ganancia de peso y conversión alimenticia, llegando a ocasionar pérdidas del 25% (Galindo et al., 2002). Al alimentarse puede transmitir anemia infecciosa equina y “surra” entre los caballos, así como también se sospecha que puede transmitir anthrax y es considerada como un vector mecánico de protozoarios y puede ser un hospedero intermediario del nematodo *Habronema* causante de dolores estomacales en caballos y *Diriofolaria immitis* L. causante de ulceraciones en las orejas de los perros (Hall; Smith, 1986; Vergara, 1990).

Las moscas son transmisores mecánicos de múltiples bacterias como: *Cytrobacter* spp., *Enterobacter* spp. y *E. coli* (De Román et al., 2004) y protozoarios como: *Blastocystis hominis*, *Giardia lamblia*, *Cryptosporidium* sp., *Cyclospora cayetanensis*, *Iodamoeba bütschlii*, *Endolimax nana* y *Chilomastix mesnili* (Cárdenas; Martínez, 2004). Béjar et al. (2006) citan que encontraron las bacterias *Shigella flexneri*, *Escherichia coli* O 119, *Salmonella typhi*, *Yersinia enterocolitica* en 61% de las moscas muestreadas.

La mosca doméstica es un vector mecánico de enfermedades debido a la sinantropía (contacto cercano con el hombre) y a sus hábitos de establecer sus poblaciones en materia orgánica en descomposición (heces, basura, carroña y drenajes entre otros) y al hábito endofílico de alternar constantemente entre heces-comida, aunado a su capacidad de dispersión (Agudelo, 2007). Se ha determinado que en promedio cada mosca puede transportar 1'250,000 bacterias en los pelos de su cuerpo y cerca de 30 millones en sus intestinos, lo cual la ubica como un probable vector de enfermedades como fiebre tifoidea, diarrea, salmonelosis, disentería, queratoconjuntivitis y amibiasis entre otros (Nava; Ávila, 2008). La forma de transporte de estos microorganismos patógenos es debido a las vellosidades del cuerpo, almohadillas de las patas y en el interior de su aparato digestivo (Moissant et al., 2004). Se ha observado que algunos

microorganismos presentan una marcada especificidad por ejemplo *Salmonella choleraesuis* infecta solo a porcinos, *S. pullorum* y *S. gallinarum* producen enfermedad principalmente en pollos y gallinas, *S. dublin* infecta principalmente a bovinos (Gibson, 2000).

Márquez (2003), también señala que la importancia sanitaria de la mosca casera es el de contaminar sus alimentos, debido a la exudación de vómito con patógenos provenientes de las superficies de las excretas, heridas purulentas y depósitos de esputos, que estos insectos portan al absorber fluidos para alimentarse. Se ha considerado que la diseminación mecánica de patógenos puede involucrar a quistes de *Entamoeba histolytica*, huevos y larvas de helmintos, bacterias causantes del cólera, shigelosis, salmonelosis, disentería, lepra, ántrax, tracoma, tuberculosis, y virus de la poliomielitis o hepatitis “A” (Cruz; Camargo, 2001). Además, se le ha involucrado como transmisor de enfermedades oculares como el tracoma y la conjuntivitis epidémica, ya que en la mosca doméstica se ha encontrado activamente *Chlamydia thracomatis* infecciosa, que es la causante de la ceguera infantil en zonas endémicas (Forsey; Darougar, 1981; Emerson et al., 2000; Graczyk et al., 2001; Akhtar, 2008).

La mastitis es una inflamación de la glándula mamaria y sus tejidos secretores en los bovinos. Ocasionando una reducción en la producción de leche, alterando su composición, incluso su sabor, pero lo más importante es que eleva la carga bacteriana en el producto y si se junta con la leche de vacas normales la contamina, el agente causal de esta enfermedad son las bacterias: *Streptococcus agalactiae*, *S. dysgalactiae*, *S. uberis*, *Escherichia coli*, *Pasteurella* sp., *Staphylococcus aureus*, *Clostridium perfringens* y micoplasma bovis son los principales agentes infecciosos. La penetración puede ocurrir por multiplicación, movimiento mecánico, propulsión durante el ordeño o por una combinación de factores (Lammers et al., 2001).

Las moscas que se han detectado en los establos son: *Stomoxys calcitrans*, *Haematobia irritans*, *Musca domestica*, *Fannia canicularis* y *Muscina stabulans* (Cruz et al., 1999). Altas infestaciones de moscas en los establos causan efectos adversos, tanto por la pérdida de sangre como por las molestias y la irritación que provocan, lo cual tiene repercusiones en los patrones de conducta de los animales y conduce a una reducción en la producción de carne de media libra de carne por animal por día y una disminución en la producción de leche, que va de 15 o 20% (Chihu; Chihu, 1996a).

Las moscas también desempeñan un papel importante en la epidemiología de la mastitis en el ganado vacuno. Entre las enfermedades parasitarias transmitidas por las moscas se encuentran los helmintos *Parafilaria bovicola*, *Thelazia* spp., *Heterotylenchus autumnales*, *Ascaris*, *Trichuris* y *Ancylostoma*. Además, la mosca doméstica es vector de la cestodosis y coccidiosis aviar (Borchert, 1981; Lapage, 1984; Harwood; Maulico, 1987; Nava et al., 2002).

El control de moscas en los establos se realiza mediante la aplicación de plaguicidas; sin embargo, esto trae consigo problemas de contaminación, resistencia y peligros de intoxicación y contaminación del producto. En adición a lo mencionado, se debe considerar también los costos de los plaguicidas, el equipo y la mano de obra para aplicarlos, lo cual incrementa el costo de producción de la leche. Además, la

presencia de altas poblaciones de moscas en los establos presenta una imagen desagradable del programa de sanidad del lugar.

El presente escrito tiene como objetivo señalar la importancia del control de las moscas en los establos, mediante las diferentes estrategias de combate, haciendo énfasis en la utilización del control biológico como una alternativa eficiente y ecológica para disminuir la población de las moscas en los establos, contribuyendo así al aumento de la producción de leche y a un manejo más eficiente de esta plaga en los establos.

ESPECIES Y BIOLOGÍA DE MOSCAS DE LOS ESTABLOS

Principales Especies de Moscas

En los establos de Aguascalientes las especies de moscas de mayor importancia son: Mosca casera (*Musca doméstica*), Mosca del cuerno (*Haematobia irritans*) y Mosca del establo (*Stomoxys calcitrans*) (Cruz; Vitela, 1997). Estas dos últimas conocidas por los productores como moscas bravas por su hábito de picar ya que son hematófagas. El ganado estabulado es el más severamente atacado por la primera y tercera especies mencionadas, ya que la mosca del cuerno se presenta preferentemente sobre ganado en agostadero (Núñez et al., 1999).

Mosca casera (*Musca doméstica*). Los machos miden de 5.8 a 6.5 mm de longitud, y las hembras de 6.5 a 7.5mm (Soulsby, 1987) con el cuerpo cubierto de vellosidades, de color gris excepto el abdomen que es amarillento y más claro en la parte posterior, con ojos castaño rojizos, presenta en el dorso cuatro franjas negras longitudinales a lo largo del tórax a excepción del escutelo, con el aparato bucal tipo chupador (Figura 1). Por sus hábitos es considerada vector de numerosas enfermedades que afectan la salud del hombre y los animales, pudiendo transmitir enfermedades como: tifoidea, disentería, conjuntivitis, diarrea, cólera, tuberculosis, parásitos intestinales, septicemia y erisipela entre otras; La transmisión se produce cuando la mosca se pone en contacto ya sea con el ser humano o con alimentos (Malik et al., 2007). Debido a que se alimenta de material en descomposición y desechos orgánicos. Además, causa extremas molestias al ganado bovino y otros animales domésticos, reflejándose esto en un estrés y gasto de energía por el constante movimiento.

La hembra deposita los huevecillos en estiércol, basura, desperdicios de alimentos, fosas sépticas descubiertas, en silos humedecidos, etc. La mosca doméstica presenta su mayor actividad durante las horas más soleadas y calientes del día, posándose durante la noche en interiores de edificios sobre paredes y techo o bajo tejabanos para protegerse de frío y lluvia, dejando huellas de excremento indicativas del lugar donde descansaron. En regiones de inviernos muy fríos inverna como larva o pupa y donde el invierno es menos severo sobrevive como adulto, aunque su actividad disminuye (Núñez et al., 1999).



Figura 1. Aspecto dorsal del cuerpo y vista lateral de la cabeza de *Musca domestica*

Mosca del cuerno (*Haematobia irritans*). La mosca del cuerno en estado adulto mide cuatro milímetros de longitud y es gris oscuro, y presenta en el tórax cuatro bandas oscuras que se interrumpen en la sutura transversal. El aparato bucal es del tipo picador con los palpos casi tan largos como la proboscis (Figura 2); al posarse en alguna parte tiene la cabeza inclinada hacia abajo y las alas superpuestas 3/4 partes de su superficie (Chihu; Chihu, 1996a).

El daño que esta mosca causa al ganado es la constante irritación y malestar, así como también la pérdida de sangre ya que es hematófaga, lo que disminuye la vitalidad de los animales, consecuentemente de la pérdida de peso y mermas en la producción de leche. Cada mosca del cuerno pica de 30 a 40 veces al día y el tiempo diario de alimentación es de 100 a 150 minutos. Los adultos permanecen continuamente sobre el hospedero donde se alimenta y copula; sólo la hembra se retira para ovipositar en el estiércol fresco (Chihu; Chihu, 1996a).

El desarrollo de estas moscas se ve favorecido por el clima cálido húmedo sobre todo cuando hay frecuentes nublados, por eso durante el verano son una real amenaza, vive en grupos sobre la piel de las patas delanteras, del cuello y de los cuernos; el número de individuos sobre un animal regularmente es de 150 a 300 pero en ocasiones asciende a 1,000 o 4,000 moscas. El umbral de acción para mosca del cuerno es de 200 moscas por animal (Chihu; Chihu, 1996b).

Estos insectos invernan en estado de pupa emergiendo a finales de marzo, la población alcanza su máximo incremento durante junio y declina durante la época caliente y seca, porque el estiércol se deshidrata y muchas de las moscas no completan su ciclo larval, un segundo pico poblacional ocurre a finales de agosto y septiembre.

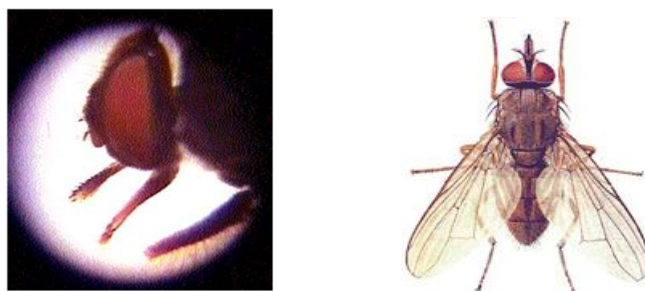


Figura 2. Aspecto dorsal y lateral de la cabeza de *Haematobia irritans*.

Mosca del establo (*Stomoxys calcitrans*). La mosca del establo es una plaga hematófaga que afecta las explotaciones pecuarias a nivel mundial (Taylor; Berkebile; 2006). El macho y la hembra succionan sangre en varias ocasiones para completar su desarrollo y reproducción. Sin la sangre no se completa la formación de huevecillos (Foil; Hogsette, 1994; Zumpt, 1973; Salem, 2012; Justin, 2008).

Esta mosca mide de seis a siete milímetros de longitud, de color gris brillante con cierta semejanza con la mosca casera; sin embargo, se diferencia fácilmente de esta por su hábito picador y su aparato bucal adaptado para ello en forma de un pico delgado y de una longitud del doble de la cabeza (Figura 3); además de presentar 7 manchas redondas arregladas en forma de un ocho en la parte dorsal del abdomen, el tórax es gris con cuatro bandas oscuras. Esta mosca perfora la piel de los animales causando malestar además de la pérdida de sangre de la cual se alimenta dos veces al día, ingiriendo entre 8 y 12 ml diarios teniendo como consecuencia del ataque, que el ganado no tenga reposo, pierda energías y permanezca en un estado constante de estrés (Chihu; Chihu, 1996a).

Por regla general su ataque es más intenso en el vientre y en las patas delanteras del animal donde se agrupan en manchones y donde la cola del ganado no puede alcanzarlas. Las infestaciones más serias se presentan después de períodos de fuertes lluvias. Este insecto puede transmitir la mastitis a vacas en lactancia y enfermedades serias el ántrax.

La mosca del establo puede viajar 3.5 km para alimentarse, pero puede llegar a recorrer 8 km en 4 horas o hasta 30 km en 24 horas; después de alimentarse, descansa en las vallas y parte exterior de los edificios. La reproducción tiene lugar en material orgánico, la hembra pone los huevos en la paja, heno, granos y otros piensos húmedos en estado de descomposición, así como en estiércol en las mismas condiciones; no oviposita a temperaturas de 15°C (Chihu; Chihu, 1996a).

Inverna como larva de bajo desarrollo, al aumentar la temperatura se mueve hacia la línea superior del suelo donde pupa, dando lugar a los adultos de la primera generación. Las más altas infestaciones se presentan después de periodos de fuertes lluvias. En EUA se indica un nivel de población de 5 moscas por patas delanteras (contadas en el exterior de una pata y en el interior de la otra) como el punto en el cual el peso del animal empieza a decrecer.

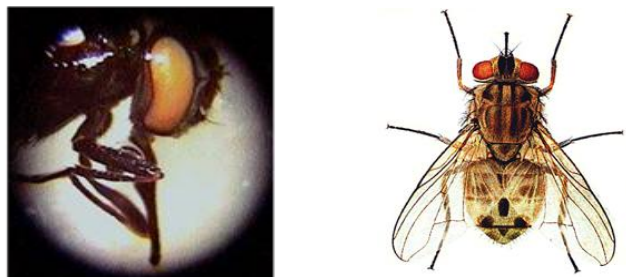


Figura 3. Aspecto dorsal y lateral de la cabeza de *Stomoxys calcitrans*

BIOLOGÍA DE LAS MOSCAS

Las moscas presentan una metamorfosis completa pasando por los estadios siguientes: huevo, larva, pupa y adulto, pertenecen al orden de los dípteros y clasifican dentro de la familia Muscidae, para referenciar el ciclo de vida se pondrá como ejemplo a *Musca domestica*.

Los huevecillos son de forma alargada y de color blanquizco que son ovipositados en masas o aislados en el estiércol fresco, eclosionando entre 12 y 25 horas después, dependiendo esto de la temperatura, las larvas originadas son pequeñas, blancas y sin cabeza ni patas visibles, de forma cuneiforme (con un extremo más ancho y aguzándose hacia el otro) con las partes bucales negras que la larva mete y saca constantemente, después de seis días la larva busca un lugar con menos humedad en donde se transforma en pupa, que es una pequeña cápsula con los extremos redondeados y con pequeñas líneas transversales, la cual al inicio presenta un color amarillo el cual va cambiando hasta tornarse café oscuro después de cuatro días, emergiendo así un adulto con el cuerpo no endurecido y las alas como pequeños muñones. Debido a que los insectos son poiquilotérmicos la duración del ciclo biológico se ve condicionada a la temperatura. En el Tabla 1 se observan la duración del ciclo de las principales especies de moscas en los establos (Núñez et al., 1999).

Tabla 1. Características de las principales especies de moscas de los establos.

Parámetro	M. casera	M. del cuerno	M. del establo
Ciclo biológico*			
Huevo	1	1	3
Larva	3-7	5	15
Pupa	5-15	4-5	10
Adulto	3-10	21	20
Huevos/hembra	400-1,000	25	25-100
Sitios de ovip.	Estiércol y material en descomposición	Estiércol fresco	Paja fermentada y piensos húmedos
Alim. Del adulto	Líquidos	Sangre	Sangre

*Duración en días

ALTERNATIVAS DE CONTROL PARA MOSCAS EN LOS ESTABLOS

Ávila et al. (2015) señalan que la mejor estrategia de control de las moscas en los establos es el manejo integrado, que incluye tanto el uso de tácticas de control biológico, cultural y químico. En Jalisco se emplean cuatro estrategias conjuntas para el manejo de moscas en los establos lecheros 1) manejo adecuado del estiércol, 2) control biológico con *Spalangia* y/o *Muscidifurax* según disponibilidad, 3) trampas con atrayentes alimenticios y de luz ultravioleta, 4) control químico (Ramos, 2021). En Querétaro se menciona la implementación de un programa exitoso que incluye el empleo de *Sapalangia endius* Walker

acompañado de trampas de luz negra para matar a los adultos migrantes y trampas de cantera (Peña-Aguilar et al., 2013).

Control Cultural

Consiste en disminuir las poblaciones de mosca, realizando un buen manejo del estiércol y una limpieza general del establo, así como de sus inmediaciones lo que se traduce en una mayor producción y mejores condiciones de vida para el ganado, en esta estrategia está contemplada la sanidad.

La limpieza del establo y sus alrededores es de importancia porque disminuye automáticamente, aquellos lugares que pueden ser ideales para alojar grandes cantidades de moscas, además se eliminan los sitios que son favorables para su oviposición y desarrollo, manteniendo de manera indirecta una población menor, marcando con esto el primer paso para un buen control. La reducción de las áreas de reproducción de moscas en los establos depende del manejo del estiércol y de mantener el corral seco y sin pilas de estiércol. Por lo cual los corrales deben ser limpiados y dragados (en caso de encharcamientos) periódicamente (Campbell, 1997).

Otra medida efectiva en este tipo de control es extender el estiércol en capas delgadas para que los huevecillos y larvita se deshidraten y mueran por la exposición a los rayos solares, aplicable lo anterior si se tienen asoleaderos con pisos compactados; en caso de hacer pilas de estiércol es necesario cubrirlas con un plástico negro para provocar un calentamiento en el estiércol matando a las larvas que se hayan establecido, ha este proceso se le conoce como solarización.

Se considera que los métodos de control que van dirigidos hacia los estadios inmaduros de la mosca doméstica son más efectivos debido a que afectan a la mayor proporción de la población (95%) afectando la multiplicación y por ende se reduce el tamaño de la siguiente generación. La eliminación frecuente del estiércol dentro de los corrales y su posterior compactación son la principal estrategia de manejo de moscas (Figura 4). Se ha observado que en el centro de los corrales el pisoteo y la compactación del estiércol ocasionan un hábitat no adecuado para el desarrollo larvario (CONACAR sf).



Figura 4. Control cultural de moscas mediante la eliminación y compactación del estiércol en los establos.

CONTROL QUÍMICO

Durante mucho tiempo la principal estrategia para el control de plagas, ha sido la aplicación de químicos, el combate de las moscas no es la excepción es por eso, que en el mercado existen numerosos productos disponibles en varias formulaciones: aretes, aditivos alimentarios, bolos, líquidos para aspersión, frotadores de lomo, polvos para espolvorear y sistémicos (Chihu; Chihu, 1996b).

Los químicos para combate de las moscas se clasifican en adulticidas y larvicidas. dependiendo al estado fisiológico al que se dirija el combate, la primera se dirige a los adultos mediante la aspersión en las superficies donde reposan estos o sobre el ganado y la otra dirigida hacia el combate de inmaduros, el cual se basa en un sistema de liberación lenta del plaguicida, administrado oralmente al ganado para convertir las heces en un medio no apto para el desarrollo; El método larvicida tiene la ventaja de ejercer un control selectivo sin destruir las poblaciones de insectos benéficos y de requerir de cantidades menores de insecticida.

Aretes con insecticida. Los aretes fueron diseñados modificando el arete de identificación, al cual se le agrega un insecticida que puede ser organofosforado, piretroide o permetrina (estos últimos con un periodo más largo de control), la forma de acción es la siguiente; el plaguicida se dispersa cuando el animal roza los flancos con su cabeza, impregnando la piel con el insecticida y matando a la mosca que entra en contacto con él. Este método se utiliza principalmente contra mosca del cuerno (Campbell, 1997).

Es recomendable hacer una rotación de los productos que se utilicen para evitar la resistencia de la plaga, atribuida principalmente a los piretroides por lo que se debe alternar con productos de otros grupos toxicológicos y otras técnicas de combate.

Bolos. Los bolos están hechos a base de análogos de la hormona juvenil, para inhibir el ciclo de desarrollo de la mosca, se administran oralmente al ganado con una pistola especial para alojarlos en el retículo donde el bolo se desgasta lentamente liberando el principio activo al estiércol durante un período prolongado.

Aditivos alimentarios. Las sustancias reguladoras del crecimiento de insectos se pueden administrar en aditivos alimentarios, como el agua de beber y en bloques de sales minerales. Esta técnica tiene la ventaja de no ser contaminante gracias a su especificidad, pero tiene el inconveniente que los animales pueden consumir cantidades variables.

Insecticidas sistémicos. Las Avermectinas son soluciones inyectables que inhiben el desarrollo de las moscas en el estiércol vía tracto digestivo - heces. Es uno de los compuestos más potentes empleados para el combate de las moscas.

Insecticidas líquidos para aspersión. Los plaguicidas aplicados de esta manera se agrupan en dos tipos los que tienen acción residual y los de contacto, en este caso los plaguicidas se disuelven en agua y se aplican por aspersión sobre las superficies de reposo de las moscas ya sea dentro o fuera de las instalaciones del establo. En las épocas de mayor incidencia de moscas, las aspersiones de los bovinos

son más frecuentes; así como también el manejo de los animales, además las aspersiones deben ser a conciencia.

La eficiencia de este tipo de combate se ve limitada por factores como: fotodescomposición del ingrediente activo, evaporación y absorción. Además, cuando no se rotan los plaguicidas se crean problemas de resistencia, ya que se somete a la población de la mosca a una presión de selección por un solo tipo de plaguicida.

Insecticidas - cebos. En este caso los insecticidas son mezclados con alimentos atractivos a la mosca como azúcar o proteína hidrolizada y al ingerirlos el insecto se muere. La utilidad de estos cebos es únicamente para mosca casera, ya que la mosca del establo y la del cuerno sólo se alimentan de sangre y el cebo no es atractivo para ellas. Los cebos pueden ser aplicados en bolsas matadoras (costal de ixtle con olote quebrado y mojado con el insecticida - cebo), cartoncillos o mezclados con agua o pintura y aplicados con brocha a áreas infestadas con moscas. Los insecticidas - cebos deben ser distribuidos en las áreas donde la mosca se congrega dentro del establo (Núñez et al., 1999).

CONTROL BIOLÓGICO

La estrategia biológica de control de moscas en los establos consiste en la utilización (conservación, inoculación, liberación) de enemigos naturales tales como los depredadores, que se alimentan de las moscas, o los patógenos entre los cuales se encuentran los hongos, virus y bacterias, que las infectan matando al 99% de su progenie, o los parasitoides cumplen su ciclo biológico a expensas de la mosca ocasionándoles la muerte (Legner, 1967).

Cardiel (2019), evaluó en laboratorio el efecto de los hongos entomopatógenos *Beauveria. bassiana*, *Isaria farinosa* y *Metarhizium brunneum*, sobre adultos de mosca doméstica, y aunque todos ocasionaron el 100% de mortalidad a los 5-8 días, la cepa *B. bassiana*, ocasiono 100% de mortalidad con la concentración más baja (3×10^7), considerando que el empleo de estos hongos puede ser una estrategia prometedora de manejo de la mosca doméstica.

Otros enemigos naturales de la *M. domestica*, son los depredadores, como los ácaros de las familias *Macrochelidae*, *Uropidae* y *Parasitidae*, además de coleópteros de la familia *Histeridae*, especialmente del género *Carcinops* sp., aunque los ácaros más conocidos son *Macrocheles muscadomesticae*, *Fuscuropoda vegetans* y *Poecilochirus monospinosus*, que depredan sobre huevos y larvas del primer estadio

Depredadores. Sus presas pueden ser cualquier estado fisiológico de las moscas, por lo general requieren de varias presas para completar su ciclo biológico. Dentro de este grupo se puede mencionar algunos coleópteros de las familias Estafilinidae e Histeridae, en esta última se encuentran *Hister coenosus* e *H. Incertus* que depredan huevecillos de moscas del cuerno (Chihu; Chihu, 1996b).

Parasitoides. Los enemigos naturales que parasitan a las pupas en el estiércol son: himenopteros de la familia Pteromalidae, Coleopteros depredadores Staphylinidae, Histeridae y Scarabaeidae (Seymar; Campbell, 1993; Axtell, 1999). Dentro de los parasitoides los más comúnmente encontrados son: *Nasonia vitripennis*, *Dirhinus texanus*, *Urolepis rufipes*, *Muscidifurax raptor*, *M. raptorellus*, *M. zaraptor*, *Pachycrepoides vindemiae*, *Spalangia cameroni*, *S. drosophilae*, *S. endius*, *S. gemina*, *S. longepetiolata*, *S. nigripennis*, *S. nigroaenea*, y *S. subpunctata* (Rueda; Axtell, 1985). En los establos lecheros de Jalisco se han determinado ocho especies de parasitoides de la familia Pteromalidae: *Spalangia nigroaenea*, *S. endius*, *S. cameroni*, *S. drosophilae*, *S. gemina* y *Muscidifurax raptorellus*, *M. raptor* y *M. zaraptor* (Ávila et al., 2015) (Figura 5).



Muscidifurax raptorellus

Spalangia endius

Pachycrepoides vindemiae

Figura 5. Aspecto de las principales especies de parasitoides de moscas de los establos.

Los parasitoides *Muscidifurax* spp. y *Spalangia* spp. son algunas especies de avispas utilizadas como control biológico de moscas, estas depositan un sólo huevo dentro de la pupa de la mosca y tanto la hembra como su progenie, se alimentan de la hemolinfa de la pupa. La eclosión de los adultos puede variar dependiendo de las condiciones climáticas entre 12 hasta 30 días. Este nuevo individuo al nacer comienza inmediatamente la búsqueda del área hospedera, la localización de la pupa, la perforación de la misma, su alimentación y postura.

Dentro de este tipo se encuentran himenópteros de la familia Pteromalidae, la liberación masiva de estos parasitoides ejerce un control efectivo de las moscas, casera, del cuerno y del establo.

En los establos de Aguascalientes se han realizado liberaciones de estos parasitoides de manera experimental y de acuerdo con las evaluaciones se determinó un parasitismo alrededor del 76%. Los insectos liberados pertenecen a los géneros *Spalangia* sp. y *Muscidifurax* sp. que son parasitoides solitarios de pupas de moscas (Biocontrol, 1997; Soriano, 1997).

Los niveles de parasitismo promedio encontrados en California, EE. UU., varían del 17.7 al 25.6% (Meyer et al., 1991), en Illinois van del 10.6 al 13.0% (Jones; Weinzierl, 1997) y en Nebraska del 13.7 a 18.3% (Seymour; Campbell, 1993); mientras que en Hungría se reportan valores de parasitismo del 21.1 al 39.7% (Hogsette et al., 1994; Hogsette et al., 2001) y en Dinamarca éstos fluctúan del 5.1 a 13.1% (Skovgard; Jespersen, 2000).

El ciclo biológico de estos parasitoides se describe a continuación presentando ligeras variantes entre un género y otro: la hembra parásita pupas de reciente formación que se encuentran en el estiércol

a profundidades hasta de más de 10 cm, ovipositando un huevecillo por pupa, bajo condiciones de laboratorio cada hembra puede parasitar ocho pupas por día, la fecundidad más alta se obtiene a temperaturas que van de 25 a 30°C y su desarrollo y oviposición se inhiben a 35°C; al eclosionar la larva del parasitoide mata al hospedero y se alimenta de él, dentro del pupario pasa sus tres estados inmaduros, hasta que emerge como adulto, el tiempo de desarrollo desde la oviposición hasta la emergencia del adulto es de 20 a 35 días (Núñez et al., 1999).

***Spalangia* sp.** Es un parásito solitario de pupas jóvenes de 24 a 48 h. son capaces de copular y parasitar inmediatamente después de emerger, en estado adulto es una avispa de color negro brillante de 2.5 - 4.0 mm de longitud, con los segmentos tarsales pálidos excepto el último, con la venación del ala incompleta presentando la vena marginal casi diez veces tan larga como la vena estigmal; las antenas se sitúan en el margen frontal de la cabeza, el primer segmento antenal es más largo que los siguientes dos combinados y con menos de 14 antenómeros, el pronoto presenta puntuaciones y espacios lisos que ayudan a determinar las especies, el peciolo abdominal es angosto y muy visible.

***Muscidifurax* sp.** Estas avispidas son de color negro verdoso brillante y miden de 1.8 a 2.4 mm de longitud, su cuerpo es negro y el escapo y fémures son pardo oscuros con tibias claras; las antenas nacen al nivel de los márgenes ventrales de los ojos, la vejación del ala es incompleta, la vena marginal está dilatada en la mitad basal y es dos veces más larga que la vena estigmal que está gradualmente dilatada y oval, el margen del ala anterior tiene setas; las hembras son de color negro mientras que los machos presentan manchas translúcidas en el primero, segundo y tercer segmentos del abdomen (Legner et al., 1976).

UTILIZACIÓN DE TRAMPAS COMO MEDIDA DE COMBATE

Con el fin de disminuir las poblaciones de mosca adulta en los establos de Aguascalientes ya se han empezado a utilizar trampas solares que mediante un atrayente (proteína hidrolizada, estiércoles fermentados, tepaches) logran la captura de grandes cantidades de adultos; una vez atraídas las moscas son retenidas y muertas por inanición dentro de un contenedor; otros tipos de trampas son las pegajosas que mediante una sustancia viscosa detiene en forma física al adulto y las trampas de luz negra que atraen con fototropismo positivo y matan a las moscas con electricidad.

Por si solas las trampas no son la solución al problema de la mosca, pero si son una herramienta muy importante para reducir la población de adultos que es la etapa más perjudicial de las moscas, además de que se pueden usar en lugares donde no se pueden aplicar químicos.

Es necesario mencionar que cualquier medida de control de la mosca resulta insuficiente si no se efectúan las medidas de sanidad en los establos ya que de no ser así tendríamos siempre presentes los focos de infestación por eso es recomendable que los productores emprendan campañas de combate de manera regional, logrando así resultados más efectivos y provechosos.

CONCLUSIONES

La mejor estrategia de control de las moscas en los establos es el manejo integrado, que incluye tanto el manejo adecuado del estiércol, el control biológico con liberaciones inundativas de *Spalangia* y/o *Muscidifurax*, y el empleo de trampas con atrayentes alimenticios y de luz ultravioleta, así como diferentes estrategias de aplicaciones de control químico.

AGRADECIMIENTOS

Al programa de Doctorado en Ciencias Agropecuarias y Forestales de la Universidad Juárez del Estado de Durango por permitirme realizar el trabajo de investigación y al CONAHCYT por el apoyo económico de la beca. Al INIFAP, Campo Experimental Pabellón de Arteaga, Aguascalientes por permitirme utilizar las instalaciones y equipo. Se agradece el apoyo de los técnicos, M.V.Z José Julio Olivas Herrera y M.V.Z Jorge Alberto Lucio Perales.

LITERATURA CITADA

- Agudelo, T. C. L. (2007). Propuesta para el manejo y control integrado de la mosca doméstica (*Musca domestica*) en el casco urbano del municipio de Guática departamento de Risaralda. Tesis Licenciatura. Universidad Tecnológica de Pereira. Facultad de Ciencias Ambientales. Pereira, Colombia. Pp. 11-13.
- Akhtar, M. (2008). Public health aspects of the house fly, *Musca domestica* L. (Diptera: Muscidae) *Enterococcus* spp. Association. Abstract of dissertation submitted in partial fulfillment of the requirements for the degree Doctor of Philosophy. Kansas State University. Kansas, EE. UU. pp 2-5.
- Ávila, R. V., R. Martínez-López, U. Nava-Canberros & Sosa-Rubio, M. M.. (2015). Parasitoides de pupas (Hymenoptera: Pteromalidae) en establos lecheros de Jalisco, México. Southwestern Entomologist vol 40(1):141-150.
- Axtell, R. C. (1999). Poultry integrated pest management: status and future. Integrated Pest Manag. Rev. 4: 53-73.
- Béjar, C. V, Chumpitaz, C. J., Pareja, C. E., Valencia, B. E., Huamán, R. A., Sevilla, A. C., Tapia, B. M. & Saez, F. G. (2006). *Musca domestica* como vector mecánico de bacterias enteropatógenas en mercados y basurales de Lima y Callao. Rev. Perú. Med. Exp. Salud Pública. vol 23, (1): 39-43.
- Biocontrol (1997). Análisis del tratamiento de control biológico inducido para las moscas de los establos en dos ranchos piloto en el estado de Aguascalientes. Reporte manuscrito ante la Fundación Produce Aguascalientes A.C. 3 p.
- Borchert, A. (1981) Parasitología veterinaria. Editorial Acribia. Zaragoza, España. 745 pp.
- Byford, R. L., Craig, Y., & Crosby, B. L. (1992). Una revisión de los ectoparásitos y su efecto en la producción ganadera. Journal Animal Science Vol 70(2): 597-602.

- Campbell, J. B. (1997). Horn Fly control on cattle. Marti LaChance, electronic publications editor. Agcm042@unlv.munl.edu. 17p.
- Cárdenas, M., & Martínez, R. (2004). Protozoarios parásitos de importância en salud pública transportadas por *Musca domestica* Linnaeus em Lima, Perú. Facultad de Ciencias Biológicas UNMSM: Revista Peruana de Biología Vol 11(2): 149-153. Disponible en: scielo.org.pe/pdf/rpb/v11n2/v112a06.pdf.
- Cardiel, H. B. Y. (2019). Control biológico de la mosca domestica (*Musca domestica*) con hongos entomopatógenos. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Departamento de Parasitología Agrícola. Buenavista Saltillo, Coahuila México. 28 p.
- Chihu, A. D., & Chihu, L. (1996a). Biología y comportamiento de las moscas *Haematobia irritans* y *Stomoxys calcitrans*. Tópicos en Parasitología Animal, Vol 3 Universidad Autónoma Del Estado de Morelos. pp 98-114.
- Chihu, A. D., & Chihu L. (1996b). Diagnóstico y control de las moscas *Haematobia irritans* (L.) y *Stomoxys calcitrans* (L.). Depto. Entomol. Veterinaria, Universidad Autónoma Del Estado de Morelos. CENAPA SARH p 860-878.
- CONECAR (Sf). Manejo Integrado de moscas en los sistemas ganaderos intensivos. Argentina. www.conecarganadera.com. 30 p.
- Cruz, A., & Camargo, B. (2001). Glosario de términos en Parasitología y Ciencias Afines. Plaza y Valdés. México, D. F. 158 pp.
- Cruz, V. C., & Vitela, I. M. (1997). *Haematobia irritans* y *Stomoxys calcitrans* en ganado lechero de Aguascalientes: datos preliminares In Memorias del VIII Congr. Nac. de Inv. y Desarr. Tecn. Agrop., Morelia Mich, México p 33.
- Cruz, V. C., Vitela, M. I., Ramos, P. M., Quintero, M. M. T. & García, V. Z. (1999). Presencia de *Haematobia irritans* (L) (Díptera: Muscidae) en ganado lechero estabulado de Aguascalientes, México. Vet. Méx. 30(2) 205-208.
- De Román, M. E., Tkachuk, O. & Román, R. (2004). Detección de agentes bacterianos en adultos de mosca doméstica (Díptera: Muscidae) recolectadas en Maracay, estado de Aragua, Venezuela. Entomotropica. 19 (3) 161-164.
- Emerson, P. M., R. L. Bailey, O. S. Mahdi, G. E. Walvaren, & S. W. Lindsay. (2000). Transmission ecology of the fly *Musca sorbens*, a putative vector of trachoma. Transacciones Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene 94: 28-32.
- Foil, L., & Hogsette, J. (1994). Biology and control of tabanids, stable flies and horn flies. Sci. Tech. Off. Int. Epiz. 13:1125-1158.
- Forsey, T., & Darougar, S. (1981). Transmission of *Chlamydia* by the house fly. Br. J. Ophthalmol. 65: 147-150.

- Galindo, J. R., A. Mondragón, G. López, J., B. Herrera, R., H. Palacios, O., J. A. Rodríguez, G., H. Pérez, M., G. Melo, R. C. Aldana, T., & Avendaño, J.C. S. (2002). Plan de manejo de la mosca de los establos *Stomoxys calcitrans* en los Llanos Orientales. Boletín Técnico 2002.04.02. Instituto Colombiano Agropecuario. Villavicencio, Meta, Colombia.
- Gibson, G. A. P. (2000). Illustrated key to the native and introduced chalcidoid parasitoids of filth flies in America north of Mexico (Hymenoptera: Chalcidoidea). <http://res2.agr.ca/ecorc/apss/chalkey/keyintro.htm>
- Graczyk, T. K., R. Fayer, R. Knight, B. Mhangami-Ruwende, J. M. Trout, A. J. Dasilva, & Pieniazek, N. J. (2001). Mechanical transport and transmission of *Cryptosporidium parvum*. Oocysts by wild filth flies. American Journal Tropical Medicine and Hygiene 63: 178-183
- Hall, E., & Smith, J. (1986). Stable fly biology and control in cattle feedlots. Agricultural Experiment Station, Department Report, Kansas State University, Manhattan. pp 2-7.
- Harwood, F. R., & Maulico, J. T. (1987) Entomología Médica y Veterinaria. Primera edición. Ed. Limusa. México.
- Hogsette, J. A., Farkas, R., & Coler, R. R. (1994) Hymenopteran pupal parasites recovered from house fly and stable fly (Diptera: Muscidae) pupae collected on livestock and poultry facilities in northern and central Hungary. Environ. Entomol. 23: 778-781.
- Hogsette, J. A., Farkas, R., & Thuróczy, C. (2001) Hymenopteran pupal parasitoids recovered from house fly and stable fly (Diptera: Muscidae) pupae collected on livestock facilities in southern and eastern Hungary. Environ. Entomol. 30: 107-111.
- Jones, C. J., & Weinzierl, R. A. (1997) Geographical and temporal variation in pteromalid (Hymenoptera: Pteromalidae) parasitism of stable fly and house fly (Diptera: Muscidae) pupae collected from Illinois cattle feedlots. Environ. Entomol. 26: 421-432.
- Justin, T. (2008). Management and characterization of stable fly larval habitats at round hay bale feeding sites in Pastures. 2008. Tesis PhD. Kansas State University. 109 p.
- Lammers, A., Van, J., Erkens, J., & Smith, H. (2001). Los principales patógenos de la mastitis bovina tienen diferentes tropismos celulares en cultivos de células felinas mamarias bovinas. Veterinaty Microbiology (80): 255 - 265.
- Lapage, G. (1984) Parasitología veterinaria. Ed. Continental. México, D. F. 169 p.
- Legner, E. (1967). Behavior changes the reproduction of *Spalangia cameroni*, *S. endius*, *Muscidifurax raptor*, and *Nasonia vitripennis* (Hymenoptera: Pteromalidae) at increasing fly host densities. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 60:819-826.
- Legner, E. F., Moore, I. & Olton, G. S. (1976). Tabular keys & Biological notes to common parasitoids of Synanthropic diptera breeding in accumulated animal wastes. Entomological news. p 113 - 144.
- Malik, A., Singh, N., & Satya, S. (2007). Mosca doméstica (*Musca domestica*): una revisión de las estrategias de control de una plaga desafiante. Revista de Ciencia y Salud Ambiental Parte B 42 (4): 453-46.

- Marquéz, D. (2003). Nuevas tendencias para el control de los parásitos de bovinos en Colombia. Una estrategia sostenible para el siglo XXI. CORPOICA. Colombia. 167 p.
- Meyer, J. A., Shultz, T. A., Collar, C., & Mullens, B. A. (1991) Relative abundance of stable fly and house fly (Diptera: Muscidae) pupal parasites (Hymenoptera: Pteromalidae; Coleoptera: Staphylinidae) on confinement dairies in California. *Environ. Entomol.* 20: 915-921.
- Moissant, E., Tkachuk, O., & Roma R. (2004). Detección de agentes bacterianos en adultos de *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) recolectadas en Maracat, Estado de Aragua, Venezuela. *Entomotropica* 19 (3): 161 - 164.
- Nava, C. U., Ávila, R. V., & García, G. F. (2002) Técnicas de liberación y evaluación de la efectividad de parasitoides de moscas, *Spalangia* y *Muscidifurax* (Hymenoptera: Pteromalidae), pp: 36-43. En: Memorias del curso taller Técnicas de Liberación de Entomófagos y Aplicación de Entomopatógenos. Sociedad Mexicana de Control Biológico. Noviembre de 2002. Hermosillo, Son., México.
- Nava, C. U., & Ávila, V. R. (2008). Mosca doméstica *Musca domestica* (Diptera: Muscidae). In B. H. C. Arredondo y L. A. Rodríguez del B. [eds.], Casos de Control Biológico en México. Mundi Prensa, México. pp 395-413.
- Núñez, A. T. A., González, E. G., & Cruz, C. V. (1999). Control de Moscas en los establos en Aguascalientes *In*: Memorias del Primer Simposio Estatal de Entomología (La problemática entomológica y sus perspectivas en Aguascalientes). Sociedad Mexicana de Entomología. Aguascalientes, México. pp. 35-46.
- Peña-Aguilar, J. M., Torres-Torres, H. C., Valencia-Pérez, R., Pastrana-Palma, A., & Castañeda-Olalde, A. (2013). Paquete biotecnológico sustentable para el control de plagas en la industria lechera. *Revista Mexicana de Agronegocios* Vol33: 447-458.
- Ramos, G. F. (2021). Alternativas sostenibles para el manejo bioracional de moscas en instalaciones para la producción de leche. *Hoards Dairyman en español*. Revista digital mayo 222:4p.
- Rincón, J., Buitrago, F., Darío, I., Salamanca, A., Ossa, G., Álvarez, L., Durán, C., Manrique, L., Treviño, M., Martínez, G., Velásquez, J., Gómez, I., Vergara, R., Cassalet, E., Benavides, E., Chamorro, D., Arreza, L., Chongo, B., Cuesta, A., Stuart, R., Rosas, A., Pardo, N., Martínez, H., Gómez, C., Roldán, J., & Orjuela, L. (2007). Volvamos al Campo. Tomo 1; manual del ganadero actual. Instituto Colombiano Agropecuario, Corporación Colombiana de Investigación, Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural, Instituto de Ciencia Animal, Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales. Grupo Latino Ltda. Colombia. Pp. 556-565.
- Rueda, L. M., & Axtell, R. C. (1985). Guide to common species of pupal parasites (Hymenoptera: Pteromalidae) of the house fly and other muscoid flies associated with poultry and livestock manure. North Carolina, Agric. Exp. Stn. Tech. Bull. 278: 1-88.

- Salem, A., Franc, M., Jaquet, M., Bouhsira, E., & Lienard, E. (2012). Parasite. Feeding and breeding aspects of *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae) under laboratory conditions. *Parasite*. 19(4):309-317.
- Seymour, C. R., & Campbell, J. B. (1993) Predators and parasitoids of house flies and stable flies (Diptera: Muscidae) in cattle confinements in west central Nebraska. *Environ. Entomol.* 22: 212-219.
- Skovgard, H., & Jespersen, J. B. (2000) Seasonal and spatial activity of hymenopterous pupal parasitoids (Pteromalidae and Ichneumonidae) of the house fly (Diptera: Muscidae) on Danish pig and cattle farms. *Environ. Entomol.* 29: 630–637.
- Soriano, V. S. (1997). Reporte final del comportamiento de *Spalangia endius* para el control de moscas en los establos en el estado de Aguascalientes. Reporte manuscrito ante la Fundación Produce Ags. A.C. 3 p.
- Soulsby, E. (1987) Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. México: Nueva Editorial Interamericana.
- Taylor, D., & Berkebile, D. (2006). Comparative efficiency of six stable fly (Diptera: Muscidae) Traps. Faculty publications. Entomology Department. University of Nebraska. Lincoln Nebraska. *Journal of Economic Entomology*. 90(4):1414-1419.
- Vergara, R. (1990). El control biológico a lo largo de la historia. *Colombia Ciencia y Tecnología* Vol 8 (3): 6-7.
- Zumt, F. (1973). The Stomoxyne biting flies of the World (Diptera: Muscidae). Taxonomy, biology, economic importance and control measures. Stuttgart, Gustav Fisher Verlag 175 p.

Estudios toxicológicos de plaguicidas piretroides en especies no objeto de control

Toxicological studies of pyrethroid pesticides in non-target species

Recibida em: 13/12/2025

Aprobado em: 07/03/2026

 10.46420/9786585756778cap6

Olga Lidia Rivera Dávila¹ 

Ernesto González Gaona^{2†} 

Karla Vanesa De Lira-Ramos² 

Uriel González Salas³ 

Mario Alberto Miranda Salcedo⁴ 

José Mario Miranda Ramírez⁵ 

Ofelda Peñuelas Rubio⁶ 



¹ Departamento de Biología, Centro Básico, Universidad Autónoma de Aguascalientes. Av. Universidad 940, Ciudad Universitaria, Aguascalientes, Ags. C.P. 20100, México.

² INIFAP, CIRNOC, Campo Experimental Pabellón: Pabellón de Arteaga, Aguascalientes, México. Kilómetro 32.5 Carretera Aguascalientes – Zacatecas, C.P. 20660, Pabellón de Arteaga, Ags.

³ Universidad Juárez del Estado de Durango, Facultad de Agronomía y Zootecnia. Dom. Constitución 404 Sur, Zona Centro. C.P. 34000, Durango, Dgo. México.

⁴ INIFAP, CIRPAC-Campo Experimental Valle de Apatzingán. km 17.5, Carretera Apatzingán-Cuatro Caminos, CP. 60781. Antúnez municipio de Parícu, Michoacán, México.

⁵ Tecnológico Nacional de México / ITS de Apatzingán (ITSA), Departamento de Ingeniería en Innovación Agrícola Sustentable. km 3.5 carretera Apatzingán-Aguililla, C.P. 60710, Apatzingán, Michoacán, México.

⁶ Tecnológico Nacional de México / IT del Valle del Yaqui (ITVY). Av. Tecnológico, Block 611, Valle del Yaqui Bécum, Sonora, C.P. 85276, A.P. 197 en Cd. Obregón, Sonora, México

†Autor para correspondencia: eggaona@yahoo.com.mx

RESUMEN

Los piretroides son de los insecticidas más utilizados en el mundo, ya que se asocian con una baja toxicidad para los mamíferos y gran efectividad contra los insectos; sin embargo, sus residuos pueden alcanzar los depósitos de agua a través de escorrentías y afectar a organismos no objeto de control, como los invertebrados de agua dulce que constituyen el zooplancton, fuente de alimento para animales superiores. Se determinó la toxicidad letal, la tasa intrínseca de crecimiento y la bioacumulación de los insecticidas: bifentrina, cipermetrina y deltametrina en dos invertebrados de agua dulce: el cladóceros *Alona guttata* y el rotífero *Lecane papuana*. La extracción se realizó por medio de la técnica de microextracción en fase sólida por inmersión directa (SPME-DI) y la cuantificación se realizó mediante cromatografía de gases acoplada a espectrometría masas (CG/EM). En las pruebas letales, bifentrina fue el insecticida más tóxico para ambas especies con concentraciones de CL50 de $20.15 \times 10^{-3} \text{ mg L}^{-1}$ para *L. papuana* y $6.13 \times 10^{-3} \text{ mg L}^{-1}$ para *A. guttata*, mientras que la cipermetrina fue el compuesto menos tóxico para los dos organismos evaluados, con CL50 de hasta 60.36 mg L^{-1} para el rotífero y de 0.010 mg L^{-1} para el cladóceros. En las pruebas de reducción de la tasa de reproducción, bifentrina fue el insecticida más dañino para el rotífero (0.007 mg L^{-1}) y deltametrina para el cladóceros (0.002 mg L^{-1}). Cipermetrina fue el compuesto que más se bioacumuló en ambas especies, presentando las cargas corporales más elevadas, tanto letales como crónicas, que indica que se requiere mayor cantidad bioacumulada para causar un efecto letal o crónico. Los insecticidas piretroides bifentrina, cipermetrina y deltametrina, representan un peligro para las especies acuáticas *Alona guttata* y *Lecane papuana*, con dosis letales y crónicas relevantes que pueden encontrarse en reservorios de agua después de su aplicación para la protección de cultivos agrícolas.

Palabras clave: *Alona guttata*, *Lecane papuana*, bioacumulación, toxicidad letal, zooplancton.

SUMMARY

Pyrethroids are one the most used insecticides in the world, as they are associated with low toxicity for mammals and highly effective against insects; however, its residues can reach water through runoff and affecting non-target organisms, such as freshwater invertebrates, which constitute zooplankton, a source of food for higher animals. It was determined the lethal toxicity, intrinsic growth rate and bioaccumulation of the pyrethroid insecticides bifenthrin, cypermethrin and deltamethrin in two freshwater invertebrates: the cladoceran *Alona guttata* and the rotifer *Lecane papuana*. The extraction was carried out by means of the solid phase microextraction technique by direct immersion (SPME-DI) and the quantification was carried out by gas chromatography coupled to mass spectrometry (GC/MS). In the lethal tests, bifenthrin was the most toxic insecticide for both species with LC50 concentrations of $20.15 \times 10^{-3} \text{ mg L}^{-1}$ in *L. papuana* and $6.13 \times 10^{-3} \text{ mg L}^{-1}$ in *A. guttata*, and cypermethrin was the least toxic compound for the two organisms evaluated, with LC50 of 60.36 mg L^{-1} for the rotifer and 0.010 mg L^{-1} in the cladoceran. In the reproduction rate reduction tests, bifenthrin was the most toxic insecticide for

the rotifer (0.007 mg L^{-1}) and deltamethrin was the most toxic insecticide for the cladoceran (0.002 mg L^{-1}). Cypermethrin was the compound that bioaccumulated the most in both species, with the higher body burdens, both lethal and chronic, which indicates that a greater bioaccumulated quantity is required to cause a lethal or chronic effect. The pyrethroid insecticides bifenthrin, cypermethrin and deltamethrin represent a danger to the aquatic species *Alona guttata* and *Lecane papuana*, with relevant lethal and chronic doses that can be found in water reservoirs after it applied for the protection of crops.

Index words: *Alona guttata*, *Lecane papuana*, bioaccumulation, zooplankton, lethal toxicity.

INTRODUCCIÓN

Los plaguicidas de síntesis química se consideran una herramienta eficaz para el manejo de plagas (Sharifzadeh et al., 2018); con su uso, se reducen las pérdidas por plagas y se mantiene una alta calidad del producto (Damalas; Eleftherohorinos, 2011). Sin embargo, el uso indiscriminado de estos ha originado efectos colaterales como: a) son tóxicos no solo para las especies objetivo, sino también para las especies no objeto de control, b) algunos insectos han desarrollado resistencia, c) debido a la alta persistencia de los plaguicidas, algunos de ellos se bioacumulan y/o se transfieren a través de las cadenas tróficas (Corcellas et al., 2015; Calderón-Garcidueñas et al., 2018). Además, se ha observado un aumento de la mortalidad y la morbilidad de los seres humanos debido a la exposición a los plaguicidas, especialmente en los países en desarrollo (Wilson; Tisdell, 2001). Actualmente, los piretroides son de los insecticidas más utilizados en todo el mundo, ya que se asocian tradicionalmente con una baja toxicidad para los mamíferos (WHO, 2005). Este tipo de plaguicidas controlan una amplia gama de insectos a tasas mucho más bajas que los insecticidas usados tradicionalmente como los organofosforados y carbamatos (Ensley, 2018).

Los piretroides son altamente hidrófobos, fotosensibles y fácilmente hidrolizables, con tiempos de degradación inferiores a 60 días; no son persistentes en el ambiente y los mamíferos pueden metabolizarlos; además, su movimiento desde el sitio de aplicación a sitios lejanos es limitado, por aire debido a su baja volatilidad y en agua debido a su baja polaridad, y no se lixivian tan fácilmente debido a su adsorción tan fuerte a las partículas de suelo (Zhu et al., 2020). Por todas estas características, los plaguicidas piretroides sustituyeron rápidamente el uso de los insecticidas existentes (organoclorados, organofosforados y carbamatos); sin embargo, los insecticidas piretroides, incluso si se usan de acuerdo con las buenas prácticas agrícolas, también podrían ingresar a las aguas superficiales a través de varias rutas, como rociados, escorrentías y adherencia a los sedimentos en el fondo de los reservorios (Katagi, 2011). Los residuos de algunos compuestos piretroides se han detectado en agua subterránea y superficial (Carlson; Wetzstein, 1993). También, se ha demostrado que la escorrentía superficial facilita el transporte de los insecticidas piretroides a las corrientes superficiales por el movimiento de sedimentos (Bennett et al., 2005). Gan et al. (2005) observaron una persistencia prolongada del piretroide bifentrina en el

sedimento acuoso, con una vida media que varió de 8 a 17 meses a 20 °C, probablemente causada por la fuerte adsorción del plaguicida a la fase sólida.

El uso extensivo de plaguicidas exige un conocimiento profundo de la generación de residuos y su destino (Mestres; Mestres, 1992). La identificación de peligros es un aspecto importante de la evaluación química, pero el riesgo ambiental es un problema fundamental relacionado con la calidad de la salud ambiental y la salud humana. El riesgo ambiental incluye la cantidad de químicos liberados en el ambiente, su destino, transporte, toxicidad y acumulación (Arnot; Gobas, 2006). La toxicidad aguda de los piretroides en los mamíferos es baja (Kranthi et al., 2001); sin embargo, se ha demostrado que los piretroides son extremadamente tóxicos para los organismos acuáticos (Zhou et al., 2019). Muchos efectos adversos ocurren a concentraciones por debajo de 1.0 pg L⁻¹ en invertebrados acuáticos como dáfidos, copépodos y quironómidos, incluidos los efectos sobre la reproducción, el crecimiento y el comportamiento (Bradbury et al., 1987; Anderson, 1989).

Un factor clave para comprender el efecto de los productos químicos en la biota es describir la relación entre las concentraciones en los organismos, en el ambiente y la toxicidad potencial. Los procesos capaces de influir en estas relaciones son los de bioconcentración, bioacumulación y biomagnificación (Gobas; Morrison, 2000). La evaluación de bioacumulación es importante en la evaluación científica de los riesgos que los productos químicos pueden representar para los humanos y el ambiente (Arnot; Gobas, 2006). La bioacumulación en organismos se describe comúnmente mediante el factor de bioconcentración (BCF), que es la relación entre la concentración en el cuerpo de un organismo y la concentración en el medio que habita (Katagi, 2010). El grado que un contaminante se concentra en un organismo es expresado como el BCF, así, un BCF de 100 significa que el organismo concentra la sustancia química 100 veces más que los medios circundantes (Arunakumara et al., 2007).

En Ecotoxicología, el efecto tóxico de una sustancia química para un organismo generalmente se expresa como concentración efectiva en el medio de exposición externo (EC₅₀, CL₅₀). El concepto de carga corporal letal (LBB por sus siglas en inglés: Lethal Body Burden) o crónica (CBB por sus siglas en inglés: Chronic Body Burden) muestra las ventajas de vincular los efectos tóxicos directamente con la exposición interna. El LBB se define como la concentración de tejido, que causa una respuesta biológica adversa como la muerte o la reducción del crecimiento (McCarty, 1987). La carga corporal crítica representa un parámetro de dosis intrínseca, y se ha demostrado que su aplicación reduce la variación de los datos de toxicidad entre productos químicos, medios y especies (Van der Heijden et al., 2015). Las evaluaciones de riesgo de tóxicos se basan típicamente en la evaluación de las concentraciones de exposición; sin embargo, las concentraciones en el medio son muy variables, y esta variación en la concentración externa es mayor como resultado de las diferencias en la absorción química, la biodisponibilidad y el metabolismo (Van der Heijden et al., 2015), mientras que la carga corporal puede proporcionar una mejor medida integrada del tiempo de exposición a plaguicidas y efectos potenciales (Shahid et al., 2018).

Los insecticidas piretroides son una alternativa menos dañina para el ambiente en comparación con los plaguicidas antes usados (organoclorados, organofosforados) para los organismos no objeto de control expuestos; sin embargo, se conoce de problemas de toxicidad en organismos acuáticos a concentraciones relevantes que pueden encontrarse en ambientes naturales. Por lo tanto, es importante el estudio de los insecticidas piretroides como una alternativa amigable con el ambiente para asegurar su seguridad con organismos no diana que. Los invertebrados dulceacuícolas representan un modelo eficiente de organismos no diana, ecológicamente relevante y sencillo para estudiar la toxicidad de compuestos como los piretroides, ya que se genera información que permite asegurar o no la bondad con el medio ambiente de las estrategias de combate de plagas de importancia agrícola.

MATERIALES Y MÉTODOS

El estudio se realizó en el Laboratorio de Toxicología Acuática de la Universidad Autónoma de Aguascalientes y en el Laboratorio de Sanidad Forestal y Agrícola del Campo Experimental Pabellón del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP) en Aguascalientes, México.

Reactivos y Químicos

Plaguicidas. Los insecticidas utilizados fueron estándares de alta pureza: Bifentrina 99.2%, Cipermetrina 98% y Deltametrina 99.9%, todos adquiridos de Sigma-Aldrich (St. Louis, MO, EE. UU.)

Soluciones stock. Se prepararon soluciones madre a partir de los estándares de plaguicidas a 1000 mg L⁻¹, disolviendo la cantidad correspondiente en acetona (JT Baker, Phillipsburg, N. J., EE. UU.), debido a la limitada solubilidad en agua de los compuestos. Cada solución de trabajo se preparó a una concentración de 10 mg L⁻¹ las cuales se utilizaron para enriquecer las muestras en la optimización del procedimiento de extracción, para la validación del estudio y para preparar los estándares de calibración para la curva (1.0 hasta 0.0001 mg L⁻¹ para cada plaguicida). Todos los estándares se mantuvieron a -20 °C antes de su uso.

Cuantificación de plaguicidas. Se determinaron las concentraciones reales de los insecticidas utilizando la técnica de microextracción en fase sólida-inmersión directa (SPME-ID) en las muestras de exposición. En el caso de muestras acuosas (medio EPA) se utilizó el protocolo de Beltrán et al. (2003). La fibra utilizada para la extracción SPME fue la revestida con polidimetilsiloxano y divinilbenceno PDMS/DVB (65 µm) (Supelco, Bellefonte, PA, EE.UU.), con inyección manual. Esta fibra fue seleccionada debido a su mayor afinidad por los plaguicidas analizados en este trabajo según se determinó en estudios previos.

El análisis químico de plaguicidas se realizó en un cromatógrafo de gases acoplado a un espectrómetro de masas (GC/MS) de Agilent Technologies modelo 7820A, con columna capilar (HP-

5MS, Agilent, (5% -Penil) -metilpolisiloxano; 30 m × 0.25 mm ID × 0.25 µm, EE. UU.). Se utilizó helio (99.99% de pureza) como gas acarreador con un flujo de 1.0 ml min⁻¹, con un detector selectivo de masas (MSD, Agilent Technologies 5975) operado en modo de inyección splitless a 280 °C. La rampa de temperatura del horno utilizada fue: temperatura inicial de 90 °C con un aumento de 30 °C min⁻¹ hasta 265 °C, después un aumento de 2 °C min⁻¹ hasta 276 °C, se mantuvo por 1.0 min. Luego, hubo un aumento de 2 °C min⁻¹ hasta 279 °C, se mantuvo durante 1.0 min; por último, se aumentó 4.0 °C min⁻¹ hasta 290 °C. El tiempo de ejecución total fue de 17.58 min. Finalmente, se añadió un período de post-run de 3.0 min a 300 °C. Las condiciones del detector de masas fueron: temperatura de transferencia en línea a 250 °C. Temperatura de la fuente de iones a 230 °C. La energía del impacto de los electrones fue de 70 eV. El análisis se realizó en el modo SIM (monitoreo de iones seleccionados) para cada plaguicida. Se utilizó un ión objetivo principal y dos iones calificadores como sigue: 181, 165 y 166 para bifentrina; 181, 163 y 209 para cipermetrina; 181, 251 y 253 para deltametrina. La confirmación de la detección correcta se realizó en modo de escaneo completo (utilizando todos los iones) con los estándares correspondientes. Los límites de detección (LOD) y cuantificación (LOQ) se calcularon como una relación señal/ruido de tres y diez veces, respectivamente.

Ensayos de Toxicidad

Organismos zooplanctónicos. Las especies de *A. guttata* y *L. papuana* se obtuvieron del Laboratorio de Toxicología Acuática de la Universidad Autónoma de Aguascalientes, México. Todos los organismos se cultivaron en medio sintético EPA (60 mg CaSO₄ · 2H₂O, 60 mg MgSO₄, 96 mg NaHCO₃ y 4 mg KCl por litro) (US EPA, 1985) con dureza entre 70-110 mg L⁻¹ de CaCO₃ a pH 7.5 preparado con agua desionizada (Water Pro PS System Labconco, Co). Los organismos se mantuvieron a 25 ± 2 °C y fotoperiodo 16: 8 (luz: oscuridad) en una cámara bioclimática (Revco Scientific Inc.) y se alimentaron con el alga *Nannochloropsis oculata* (cepa LB2164 de UTEX) cultivado en medio basal de Bold (Nichols, 1973).

Ensayo de toxicidad aguda con el cladócono *Alona guttata*. Inicialmente, se determinó el rango de toxicidad de cada plaguicida. Se analizaron cinco concentraciones y un control negativo (disolvente) para cada tóxico, de la siguiente manera: para bifentrina (0.952, 4.76, 9.52, 14.28 y 16.66 µg L⁻¹), para cipermetrina (4.96, 9.91, 14.87, 19.83 y 24.79 µg L⁻¹) y para deltametrina (0.0117, 0.0585, 0.117, 0.585 y 1.17 µg L⁻¹). Se siguió el protocolo de Osorio-Treviño et al. (2019). Brevemente, la prueba se realizó en placas de poliestireno de 24 pocillos (Costar Co. EE. UU.), transfiriendo 10 neonatos por pocillo de menos de 24 h para las pruebas. Se realizaron diluciones en medio EPA para ajustar cada concentración a un volumen total de 2 ml y el pH se ajustó a 7.5 con KOH (U.S. EPA, 1985). Se realizaron cinco réplicas para cada concentración, y las muestras se incubaron a 25 ± 2 °C durante 48 h y un fotoperiodo de 16: 8 h (luz: oscuridad). La iluminación varió entre 600 y 1,100 luxes. La temperatura se midió con un termómetro digital e higrómetro Avaly Modelo EDT-1-55 (Santa Clara, CA) y la

iluminación se midió con un iluminómetro (Kyoritsu Electrical Instruments, Tokio, Japón). Tanto la iluminación como la temperatura se regularon con una cámara bioclimática Revco Scientific (Asheville, NC, EE. UU.). Los recuentos de mortalidad se realizaron 48 h después.

Ensayo de toxicidad aguda con el rotífero *Lecane papuana*. Se siguió el protocolo de Pérez-Legaspi y Rico-Martínez (2001). Se aisló una cantidad suficiente de huevos partenogenéticos (ya aclimatados a 25 ± 2 °C) en una placa de Petri limpia con medio EPA. Se obtuvieron neonatos de *Lecane papuana* de 12 h; se utilizaron diez neonatos para cada réplica, con cinco réplicas por nivel de tratamiento. Se analizaron cinco concentraciones y un control negativo (solvente) para cada tóxico, de la siguiente manera: para bifentrina (4.97, 14.90, 19.87, 198.7 y 298.06 $\mu\text{g L}^{-1}$), para cipermetrina (34.16, 63.44, 82.96, 97.67 y 146.4 mg L^{-1}) y para deltametrina (9.42, 23.56, 47.12, 94.24 y 235.6 $\mu\text{g L}^{-1}$). Todas las concentraciones se ajustaron a un volumen final de 1 ml con medio EPA. Los organismos de prueba se expusieron a los plaguicidas a 25 ± 2 °C durante 48 h con un fotoperiodo de 16: 8 h (luz: oscuridad), y la iluminación osciló entre 600 y 1.100 luxes en una cámara bioclimática (Revco Scientific, Asheville, NC, EE. UU.). Los recuentos de mortalidad se realizaron 48 h después.

Prueba de toxicidad crónica (inhibición del crecimiento). Para las pruebas de inhibición del crecimiento se utilizaron neonatos de menos de 12 h. Se analizaron cinco concentraciones con seis repeticiones cada una. Los tratamientos consistieron en 1/5, 1/10, 1/50, 1/100 y 1/1000 de sus respectivas CL_{50} . Para este experimento, se colocaron cinco neonatos por pocillo en una placa de poliestireno de 24 pozos en un volumen final de 2 mL. Se añadió el alga verde *Nannochloropsis oculata* como alimento a una concentración final de 1×10^6 células mL^{-1} para *L. papuana* (Pérez-Legaspi y Rico-Martínez, 1998) y 2×10^6 células mL^{-1} para el cladócono *A. guttata* (OCDE, 2012). Las placas se incubaron a 25 ± 2 °C durante 5 días (Hernández-Flores; Rico-Martínez, 2006) para el rotífero y 14 días (Garza-León et al., 2017) para el cladócono; con un fotoperiodo de 16: 8 h (luz: oscuridad) en una cámara bioclimática (Revco Scientific, Asheville, NC, EE. UU.). Al final del período correspondiente para cada prueba se contó el número de organismos. Para el cálculo de la tasa intrínseca de crecimiento, r , se utilizó la siguiente fórmula:

$$r = \frac{\ln Nt - \ln No}{t}$$

Donde $\ln$ es el logaritmo natural, Nt es el número de organismos vivos en el pozo al final de la prueba, No corresponde al número inicial de organismos en el pozo, t es el tiempo de exposición y r corresponde a la tasa intrínseca de crecimiento (McCarty, 1987).

Pruebas de Bioacumulación

Bioacumulación en *Alona guttata*. Dos mil neonatos de *A. guttata* (< 24 h de edad) fueron expuestos a cada insecticida en frascos de vidrio de 20 mL usando medio EPA. Se eligieron dos

concentraciones ambientalmente relevantes ($1/2$ y $1/5$ del valor de LC_{50} para cada insecticida). Las concentraciones de absorción de cada uno de compuestos analizados no excedieron la solubilidad en agua a $25\text{ }^{\circ}\text{C}$. Los experimentos se realizaron en una cámara bioclimática a $25\text{ }^{\circ}\text{C}$ y un fotoperiodo de 16:8 h (luz: oscuridad). Los recién nacidos se descartaron diariamente. Se utilizó *Nannochloropsis oculata* como alimento a una concentración de 1×10^6 células mL^{-1} , la cual se dejó dos horas diarias para evitar la acumulación de algas y evitar la entrada de compuestos a través de los alimentos (OCDE, 2012). Después de dos horas con las algas en medio EPA, los organismos se colocaron en filtros de membrana de policarbonato (Whatman®) con un tamaño de malla de $18\text{ }\mu\text{m}$, y posteriormente se lavaron cuidadosamente con agua destilada para eliminar las algas y el medio EPA con el plaguicida. Los organismos lavados se colocaron finalmente en medio EPA recién preparado y se ajustaron a la concentración deseada. Las concentraciones se midieron diariamente y se utilizó la media de las concentraciones para calcular los Factores de Bioconcentración (FBC).

Extracción y cuantificación de los insecticidas piretroides en el cladócero *Alona guttata*. Se utilizó el protocolo de Manar et al. (2009) con ligeras modificaciones. Brevemente, se tomaron dos mil individuos, los cuales fueron filtrados y lavados cuidadosamente con agua destilada, secados y homogenizados en un molinillo de vidrio (Potter-Elvehjem) con 1.0 mL de cloroformo/acetona (1:1 v/v) (grado analítico) para extraer los compuestos orgánicos del tejido. El polvo se extrajo usando 5.0 mL de una mezcla de cloroformo/acetona (60:40, v/v) durante 30 min en agitación y centrifugación a 1000 rev min^{-1} durante 10 min. Se recolectó el sobrenadante y se repitió una vez el proceso de extracción. La concentración de cada compuesto en el cladócero se determinó mediante GC/MS. La eficiencia de la extracción y limpieza se determinó agregando concentraciones conocidas del químico de interés a los homogenatos de organismos no expuestos a los plaguicidas. La tasa de recuperación de las extracciones fue siempre superior al 89% para los cinco compuestos en los cuerpos de los cladóceros.

Bioacumulación en *Lecane papuana*. Para las pruebas de toxicidad aguda de 48 h con el rotífero *Lecane papuana*, se determinaron las concentraciones inicial y final de cada compuesto (una concentración baja y una concentración alta). Se realizaron dos réplicas por cada tratamiento. Para calcular el FBC se calculó la cantidad de compuesto acumulado (q) ($\mu\text{g g}^{-1}$ de peso seco) utilizando el método de diferencias de concentración con la fórmula de Volesky y Holan (1995):

$$q = \frac{(C_0 - C_t) V}{W}$$

Donde C_0 es la concentración inicial del compuesto en el medio ($\mu\text{g L}^{-1}$), C_t es la concentración del compuesto en el tiempo " t " ($\mu\text{g L}^{-1}$), V es el volumen total de la muestra (L) y W (g), es el peso seco del rotífero. El BFC se determinó dividiendo la cantidad de compuesto acumulado en el cuerpo (q) por la concentración del compuesto en la solución de exposición.

Entonces, BCF se define como el cociente del compuesto de prueba en el cuerpo del organismo de prueba (OCDE, 2012). Entonces: $BCF = C_B/C_w$. Para calcular la Carga Corporal Letal (LBB) y la Carga Corporal Crónica (CBB) usamos las siguientes fórmulas (McCarty, 1986): $LBB = LC_{50} * BCF$ y $CBB = EC_{50} * BCF$.

Peso seco de las especies zooplanctónicas. Se colocaron dos mil neonatos de *A. guttata* de menos de 24 h de edad en medio EPA y se alimentaron con el alga *Nannochloropsis oculata* a 2×10^6 células mL^{-1} en cámara bioclimática a 25 °C y un fotoperiodo de 16: 8 h (luz: oscuridad). Después de 10 días, 1,000 adultos se lavaron cuidadosamente con agua destilada y se colocaron en un vial de vidrio de 2 mL (previamente pesado). Luego, el vial se secó a 60 °C en un horno durante 24 horas y se dejó enfriar a temperatura ambiente (alrededor de 25 °C), se pesó en una balanza analítica (A&D HR-200, rango: 0.1 mg a 200 g) para determinar el peso seco ($n = 5$). En el caso del rotífero, se aislaron cinco mil hembras no ovígeras de *Lecane papuana* y se trasladaron a placa petri con agua desionizada para lavarlas, y luego se colocaron en un frasco de vidrio previamente pesado con ayuda de micropipetas de plástico. Las muestras se secaron durante 24 h a 60 °C y se dejaron enfriar a temperatura ambiente ($n = 5$). Se procedió a calcular el peso seco de un rotífero individual ($\mu g\ g^{-1}$) para determinar la carga corporal de cada compuesto ($\mu g\ individuo^{-1}$). Para calcular la Carga Corporal Letal (LBB) y la Carga Corporal Crónica (CBB) se usaron las siguientes fórmulas (McCarty, 1986): $LBB = LC_{50} * BCF$ y $CBB = EC_{50} * BCF$.

Análisis Estadístico

Dosis letales. Para el análisis estadístico se empleó el programa Statistica 10.0 (StatSoft, 2004). Los datos de mortalidad en las pruebas de toxicidad aguda se utilizaron para determinar los valores de CL_{50} y CL_{10} (concentración letal donde mueren el 50% y 10% de los organismos, respectivamente) y r^2 se obtuvieron mediante análisis de regresión entre unidades probit y el logaritmo de la concentración de cada insecticida (Finney, 1952). Los valores de concentración de efecto no observado (NOEC) y concentración más baja de efecto observado (LOEC) se determinaron mediante ANOVA de una vía y análisis post-hoc de las medias utilizando Tukey HSD ($p < 0.05$). Los valores de CE_{50} y CE_{10} [concentración donde se observa una reducción del 50% y 10% en el valor de la tasa de crecimiento instantáneo (r), respectivamente] se calcularon mediante regresión lineal entre las concentraciones de cada compuesto de prueba y el valor medio de r .

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Validación de Método de Extracción y Cuantificación

El método se validó mediante la determinación de la linealidad, los límites de detección (LOD por sus siglas en inglés: Limit of Detection) y la cuantificación (LOQ por sus siglas en inglés: Limit of Quantification), los porcentajes de recuperación en diferentes niveles de enriquecimiento y la

reproducibilidad (precisión intra-día, CV%). El método mostró linealidad en la calibración ($r^2 \geq 0.98$). Las curvas se realizaron con soluciones estándar de cada plaguicida, utilizando siete concentraciones 1.0, 0.5, 0.1, 0.05, 0.01, 0.005 y 0.001 mg L⁻¹ para los tres plaguicidas (cipermetrina, deltametrina y bifentrina). Se graficó el promedio de la suma del área de los picos (mezcla de isómeros) de cada plaguicida frente a las diferentes concentraciones del mismo. El análisis de regresión para los tres plaguicidas mostró un r^2 aceptable y los límites de detección para cipermetrina y deltametrina fueron de 0.001 mg L⁻¹ y de bifentrina fue 0.0001 mg L⁻¹. Además, se observan los límites de cuantificación de 0.003 para los plaguicidas excepto el de la bifentrina que fue de 0.0003 mg L⁻¹. Los porcentajes de recuperación de los plaguicidas en medio EPA se determinaron en dos concentraciones (medio EPA enriquecido con 0.5 y 0.05 mg L⁻¹; n = 6 para cada insecticida y concentración) los cuales fueron 94.58, 95.04 y 89.23% (n = 12) para bifentrina, cipermetrina y deltametrina, respectivamente, todos ellos con desviaciones estándar menores a 19.77%. El análisis de reproducibilidad (Intra-día) se realizó a las mismas concentraciones utilizadas para los porcentajes de recuperación. Los valores de los coeficientes de variación (CV%) obtenidos de cada plaguicida oscilaron entre 10.12% a 21.24 %.

Toxicidad Letal (48 h) en los Organismos Acuáticos

La utilización de los insecticidas piretroides es una estrategia que conlleva un riesgo ambiental importante ya que, presentan una toxicidad alta para organismos acuáticos con concentraciones letales ambientalmente relevantes ya que pueden encontrarse en reservorios de agua después de una aplicación para el control de plagas de importancia agrícola. En la Tabla 1 se muestran los valores de CL₅₀ de los piretroides evaluados para las dos especies de zooplancton. Para el rotífero *Lecane papuana*, la bifentrina fue el insecticida más tóxico y la cipermetrina el compuesto menos tóxico, siendo la bifentrina 3,018 veces más tóxica que la cipermetrina. Bifentrina también fue el plaguicida más tóxico para el cladóceros *A. guttata*, sin embargo, bifentrina fue sólo 1.12 veces más tóxico que deltametrina y 1.79 veces más tóxico que cipermetrina. Para ambas especies el piretroide menos tóxico fue cipermetrina, siendo 5,537 veces más tóxico para el cladóceros que para el rotífero. Si hacemos una comparación entre las especies evaluadas, se observa que la especie más resistente fue el rotífero *L. papuana* con una CL₅₀ de hasta 60.36 mg L⁻¹ para cipermetrina. El rotífero presenta mayor resistencia a todos los compuestos evaluados con respecto al cladóceros *A. guttata* quien fue más sensible para todos los compuestos evaluados.

Los ecosistemas acuáticos parecen ser especialmente sensibles a estos compuestos (Colin et al., 2016; Clasen et al., 2018); y se contaminan fácilmente a través de la escorrentía. Varias investigaciones han demostrado la presencia de piretroides en aguas de ríos donde la presencia se atribuye a su arrastre aguas abajo (Riaz et al., 2018; Zheng et al., 2016). Akan et al. (2015), reportaron concentraciones de 0.48–0.93 mg L⁻¹, de 0.28–1.14 y de hasta 0.29–1.36 mg L⁻¹ para los piretroides cipermetrina, deltametrina y bifentrina, respectivamente, en agua del río Benue en Nigeria, mientras que Liu et al. (2004) reportaron

concentraciones de bifentrina de $0.22\text{--}45.3 \mu\text{g L}^{-1}$ en agua del arroyo San Diego en E.U.A. En ambos estudios las concentraciones fueron muy superiores a las CL_{50} obtenidas en nuestro estudio para ambas especies de zooplancton, lo que demuestra el peligro que estos piretroides representan para la fauna acuática, cantidades que pueden aumentar en temporada de lluvias por el arrastre de piretroides a los reservorios de agua; como lo demostraron Delgado-Moreno et al. (2011) quienes midieron las concentraciones de permetrina en las cuencas costeras del sur de California y cuyos valores fueron 22 veces más altos durante la estación húmeda que los encontrados durante la estación seca. Los piretroides son una especie de insecticidas biomiméticos de alta hidrofobicidad, que cuando se aplican en el medio ambiente son fácilmente adsorbidos por partículas y finalmente acumulados en sedimentos (Qin et al., 2011).

La toxicidad letal de los piretroides en el zooplancton es mayor que la toxicidad en organismos objeto de control (Chernaki-Leffer et al., 2011). Este aumento de la sensibilidad en los organismos acuáticos se debe a varios factores; entre ellos, una mayor sensibilidad de los sitios fisiológicos en los organismos acuáticos. El modo de acción de los piretroides implica la alteración de la permeabilidad iónica de las células neuronales (Clark; Matsumura, 1982), dado que los organismos acuáticos de agua dulce viven en un ambiente extremadamente diluido, los procesos involucrados en el mantenimiento del equilibrio iónico y la osmorregulación son críticos para el mantenimiento de la homeostasis, y una alteración mínima en la permeabilidad de las membranas es fatal para el organismo (Schmidt-Nielsen, 1997). Tales efectos también se han reportado para peces, en los cuales la exposición a piretroides interrumpe las superficies respiratorias y la regulación de iones (Symonik et al., 1989). Por último; el prolongado tiempo de exposición con una mayor superficie de contacto (ambiente acuático) aumentando así la absorción de los piretroides (Tu et al., 2014).

Tabla 1. Toxicidad letal (48 h) de los insecticidas piretroides sobre las dos especies de zooplancton evaluadas.

Especie	Insecticida	CL_{50} (mg L ⁻¹)		CL_{10} (mg L ⁻¹)	r^2	LOEC (mg L ⁻¹)	NOEC (mg L ⁻¹)	Ecuación
<i>Lecane papuana</i>	Cipermetrina	60.36	c†	42.34	0.86	34.16	<34.16	$y = -7.68 + 7.18x$
	Bifentrina	20.15×10^{-3}	a	8.46×10^{-3}	0.91	4.96×10^{-3}	$<4.96 \times 10^{-3}$	$y = 0.964 + 3.098x$
	Deltametrina	0.109	b	0.053	0.89	0.023	9.4×10^{-3}	$y = 8.497 + 3.764x$
<i>Alona guttata</i>	Cipermetrina	10.99×10^{-3}	b	6.41×10^{-3}	0.84	4.95×10^{-3}	$<4.95 \times 10^{-3}$	$y = 0.149 + 4.627x$
	Bifentrina	6.13×10^{-3}	a	3.79×10^{-3}	0.81	0.95×10^{-3}	$<0.950 \times 10^{-3}$	$y = 1.034 + 4.983x$
	Deltametrina	6.91×10^{-3}	a	2.24×10^{-4}	0.87	5.85×10^{-5}	1.17×10^{-5}	$y = -1.5 + 2.265x$

† Valores con letras distintas para la misma especie indican diferencias significativas entre tratamientos (Tukey, $P \leq 0.05$). CL_{50} y CL_{10} (concentración donde se observa la muerte del 50% y 10% de los organismos, respectivamente) NOEC= Concentración de efecto no observado, LOEC= Concentración más baja donde se observa efecto, r^2 = Coeficiente de determinación para estos resultados. N=5.

Toxicidad en la Tasa de Crecimiento Intrínseco

En cuanto a las pruebas crónicas de inhibición de la tasa de crecimiento (r) (Tabla 2), el piretroide bifentrina fue nuevamente el compuesto más tóxico para *L. papuana* y cipermetrina el compuesto menos tóxico, siendo bifentrina 984 veces más tóxica que cipermetrina y sólo 4.7 veces más tóxica que deltametrina. Para el cladócero *A. guttata* el piretroide más tóxico fue deltametrina; sin embargo, para este organismo, los valores de toxicidad crónica de los tres plaguicidas estudiados fueron muy similares. Asimismo, haciendo una comparación entre especies, cipermetrina reportó una toxicidad 2,546 veces mayor para el cladócero que para el rotífero. Como podemos observar, bifentrina presenta una tasa de toxicidad mayor de los tres piretroides evaluados (Tabla 2), tanto en *A. guttata* como en *L. papuana* lo que indica que la toxicidad de bifentrina afecta la reproducción (r) de ambas especies. Si bien, la cipermetrina es el compuesto menos tóxico y al que presentan mayor resistencia los dos organismos evaluados, la resistencia o la baja toxicidad a un compuesto puede tener otras implicaciones, por ejemplo, la asignación significativa de energía a la biotransformación y a procesos de desintoxicación, lo que puede resultar que los organismos sean más sensibles a otros estresores (Werner et al., 2002). Los costos de retener la resistencia pueden limitar la cantidad de energía que un organismo puede asignar al desarrollo y la reproducción, por lo que la tasa de crecimiento intrínseco se verá afectada. Osorio-Treviño et al. (2019) encontraron que *A. guttata* expuesta al piretroide deltametrina disminuyó significativamente las reservas de energía y consecuentemente produjo menos neonatos que los controles no expuestos. La asignación significativa de energía a la desintoxicación (biotransformación y/o eliminación) puede tener un impacto en la reproducción, así la tolerancia al estrés podría potencialmente traducirse en efectos en la población en general.

Tabla 2. Análisis de toxicidad de la tasa de intrínseca de crecimiento (r) entre dos las especies de zooplankton (*Lecane papuana* y *Alona guttata*) expuestas a los tres insecticidas piretroides.

Especie	Insecticida	CE ₅₀ (mg L ⁻¹)		LC95% (mg L ⁻¹)	CE ₁₀ (mg L ⁻¹)	r ²	LOEC (mg L ⁻¹)	NOEC (mg L ⁻¹)
<i>Lecane papuana</i>	Cipermetrina	6.628	c†	5.43 - 7.81	0.479	0.98	5.89 x10 ⁻²	<5.89 x10 ⁻²
	Bifentrina	7.48 x10 ⁻³	a	4.55 x10 ⁻³ - 10.42 x10 ⁻³	1.257 x10 ⁻³	0.9	1.99 x10 ⁻⁵	<1.99 x10 ⁻³
	Deltametrina	0.0338	b	0.019 - 0.058	0.147 x10 ⁻²	0.81	1.02 x10 ⁻⁴	<1.02 x10 ⁻⁴
<i>Alona guttata</i>	Cipermetrina	2.69 x10 ⁻³	a	0.96 x10 ⁻³ - 4.42 x10 ⁻³	3.47 x10 ⁻⁴	0.78	1.08 x10 ⁻⁴	1.08 x10 ⁻⁵
	Bifentrina	2.87 x10 ⁻³	a	0.05 x10 ⁻³ - 5.75 x10 ⁻³	7.09x10 ⁻⁴	0.67	5.76 x10 ⁻⁷	<5.76 x10 ⁻⁷
	Deltametrina	2.47 x10 ⁻³	a	1.408 x10 ⁻³ - 3.53 x10 ⁻³	4.91 x10 ⁻⁴	0.88	8.08 x10 ⁻⁶	<8.08 x10 ⁻⁶

†Valores con letras distintas para la misma especie indican diferencias significativas entre tratamientos (Tukey, $P \leq 0.05$). CE₅₀ y CE₁₀ (concentración donde se observa una reducción del 50% y 10% en el valor de la tasa de crecimiento instantáneo (r), respectivamente) NOEC = Concentración de no efecto observado, LOEC = Concentración de efecto observada más baja, r² = Coeficiente de determinación para estos resultados. LC 95% = Límites de confianza al 95%. N=5.

Bioacumulación

Cuando se compararon las cargas corporales (mg g^{-1}) de los dos organismos evaluados, se determinó que las cargas corporales aumentaron en todos los compuestos a medida que aumentaba la concentración de exposición (Tabla 3 y 4). Cipermetrina fue el piretroide con el factor de bioacumulación (BCF) más alto. Según los criterios de los acuerdos de Canadá y Estocolmo (CS, 2008), los productos químicos orgánicos con $\log K_{ow}$ entre 3.7 y 8.2 o $\text{BCF} \geq 5000$, son potencialmente acumulables; por tanto, los tres piretroides (bifentrina, cipermetrina y deltametrina) a bajas concentraciones, se bioacumularán en el cladócero *Alona guttata*. Asimismo, los tres piretroides evaluados, por los valores observados de BCF, no se bioacumularán en el rotífero a bajas concentraciones. Tu et al. (2014) indican que la bioacumulación depende de la concentración de exposición debido al potencial de cada organismo para regular la concentración interna de cada contaminante.

Los piretroides son compuestos con alta hidrofobicidad y capacidad de bioacumulación (Katagi, 2011); esto se confirma con los valores de bioacumulación (cargas corporales) obtenidos en este trabajo. Cipermetrina presentó valores más altos de BCF en *A. guttata* (Tabla 4), y con cargas corporales letales (LBB) más altas en *L. papuana* (Tabla 3). Los valores de LBB de deltametrina tanto en concentraciones altas como bajas para *A. guttata* (Tabla 4) son los valores más bajos de LBB y muestran cómo una concentración tan baja de deltametrina puede matar a la mitad de la población con una combinación de acumulación/efecto letal. Bifentrina y deltametrina en *L. papuana* muestran valores de LBB y CBB (carga corporal crónica) muy similares a los observados en *A. guttata*. Por otro lado, *L. papuana* expuesta a cipermetrina tiene valores de LBB aproximadamente 2,290 veces más altos que los valores de LBB de deltametrina (Tabla 3), lo que indica que se necesita concentraciones de cipermetrina 2,290 veces mayores que las que se requieren de deltametrina para causar la muerte del rotífero. Esta diferencia podría estar relacionada con la alta tolerancia que mostró el rotífero para cipermetrina en las pruebas letales, en general, el cladócero fue más sensible que el rotífero a todos los compuestos evaluados.

Existen estudios que demuestran que los cladóceros son más sensibles a los piretroides que los rotíferos (Garza-León et al., 2017). Los cladóceros al estar expuestos a sustancias tóxicas reasignan la energía de los lípidos y disminuyen su concentración corporal, resultando en una menor capacidad para bioacumular compuestos lipofílicos como los aquí estudiados (Sancho et al., 2009). Al contrario, los rotíferos presentan una “lórica” gruesa donde los compuestos lipofílicos pueden bioacumularse y así presentar grandes cantidades de cargas corporales sin que produzcan efectos tóxicos (Hernández-Ruiz et al., 2016). Las altas tasas de bioacumulación observadas por el rotífero *L. papuana* puede explicar la resistencia exhibida a los compuestos evaluados, en comparación con las mostradas por el cladócero *A. guttata*. Muggelberg et al. (2017) demostraron que la resistencia a los plaguicidas piretroides mostrada por el anfípodo epibéntico *Hyallela azteca* se debe al potencial de bioacumulación de esta especie cuando se expuso a altas concentraciones del piretroide permetrina; estos autores aseguran que los organismos

resistentes presentan mayor capacidad de acumular compuestos tóxicos, tolerando la exposición a altas concentraciones del tóxico; así los organismos no resistentes sucumbirán a la toxicidad antes de alcanzar cargas corporales elevadas. Los organismos resistentes difieren de los no resistentes con respecto a los procesos toxicocinéticos como son la absorción, la biotransformación y la eliminación; sin embargo, el potencial de bioacumulación es el que confiere la mayor resistencia.

Tabla 3. Cargas corporales, BCF, LBB y CBB en el rotífero *Lecane papuana* expuesto a los tres insecticidas piretroides durante la prueba de toxicidad letal de 48 h.

Plaguicida	Concentración (mg L ⁻¹)	Carga corporal (µg g ⁻¹)	µg individuo ⁻¹	BCF	LBB (µg g ⁻¹ ps)	CBBr (µg g ⁻¹ ps)
Bifentrina	0.018±0.003	26.75± 2.21	1.53x10 ⁻⁵ ±2.01x10 ⁻⁶	1,486.01	29.87	11.13
	0.347±0.048	563.99± 11.32	3.23x10 ⁻⁴ ±1.34x10 ⁻⁵	1,625.32	32.67	12.17
Cipermetrina	35.83±4.607	24,473.78± 67.98	1.40x10 ⁻² ±3.45x10 ⁻³	683.05	41,229.06	4,521.81
	86.12±14.68	47,508.74±87.54	2.72x10 ⁻² ±1.11x10 ⁻³	551.66	33,298.04	3,651.97
Deltametrina	0.237±0.003	41.26±3.65	2.36x10 ⁻⁵ ±1.02x10 ⁻⁶	174.09	18.98	5.90
	0.748±0.024	164.51±8.43	9.41x10 ⁻⁵ ±4.78x10 ⁻⁶	219.93	23.97	7.45

†Valores con letras distintas para la misma columna indican diferencias significativas entre tratamientos (Tukey, $P \leq 0.05$). BCF= Factor de bioconcentración, LBB= Carga corporal letal (LBB), CBBr= Carga corporal crónica. ps= Peso seco. Peso seco de *L. papuana* = $0.572 \pm 0.028 \mu\text{g individuo}^{-1}$ (media $\pm$ DE, N = 5). Para todos los demás valores (media $\pm$ DE, N = 2).

A pesar de la suposición inicial de que los insecticidas piretroides son "ideales" porque no se bioacumulan, por su rápida degradación y porque pueden ser metabolizados por los mamíferos, se ha demostrado bioacumulación en ambientes naturales en varias especies (Aznar-Alemany et al., 2017). En este estudio se observó una alta capacidad de bioacumulación en *A. guttata* con valores de BCF de los tres piretroides superiores a los 5,000. De acuerdo con el criterio de la Convención de Stocolmo (CS, 2008) los compuestos orgánicos con el coeficiente de reparto octanol-agua (Log Kow) entre 3.7 y 8.2 o el $\text{BCF} \geq 5\,000$, son potencialmente acumulativos. De esta forma, los piretroides bifentrina, cipermetrina y deltametrina, a bajas concentraciones (como las evaluadas en este estudio) podrían bioacumularse en el cladócero *Alona guttata*. Además, un alto grado de bioacumulación de piretroides en organismos de un nivel trófico inferior aumenta la probabilidad de transferencia trófica de estos compuestos en la red alimentaria. Muggelberg et al. (2017) demostraron que la permetrina bioacumulada por *H. azteca* resistente fue capaz de transferirse a sus peces depredadores por ingestión. Millow et al. (2015) descubrieron estos compuestos tóxicos en los huevos de aves y concluyeron que este hallazgo es indicativo de bioacumulación y es resultado directo de la transferencia materna a través de la ingesta alimentaria. Barón et al. (2014) analizaron la presencia de piretroides en huevos de aves silvestres del Parque Nacional de Doñana (España), siendo el 93% de estas muestras positivas a insecticidas piretroides; este hallazgo sugiere que estos compuestos son persistentes, bioacumulativos y potencialmente biomagnificantes.

Tabla 4. Cargas corporales, BCF, LBB y CBB de los tres insecticidas piretroides en el cladóceros *Alona guttata*.

Plaguicida		Concentración	Carga corporal		BCF	CBB	
		(mg L ⁻¹)	(µg g ⁻¹)	µg individuo ⁻¹		(µg g ⁻¹ ps)	
Bifentrina	L	0.018±0.003	26.75± 2.21	b [†]	1.53x10 ⁻⁵ ±2.01x10 ⁻⁶	1,486.01	b [†]
	H	0.347±0.048	563.99± 11.32		3.23x10 ⁻⁴ ±1.34x10 ⁻⁵	1,625.32	12.17
Cipermetrina	L	35.83±4.607	24,473.78± 67.98	a	1.40x10 ⁻² ±3.45x10 ⁻³	683.05	c
	H	86.12±14.68	47,508.74±87.54		2.72x10 ⁻² ±1.11x10 ⁻³	551.66	3,651.97
Deltametrina	L	0.237±0.003	41.26±3.65	c	2.36x10 ⁻⁵ ±1.02x10 ⁻⁶	174.09	a
	H	0.748±0.024	164.51±8.43		9.41x10 ⁻⁵ ±4.78x10 ⁻⁶	219.93	7.45

†Valores con letras distintas para la misma columna indican diferencias significativas entre tratamientos (Tukey, $P \leq 0.05$). BCF= Factor de bioconcentración, LBB = Carga corporal letal, CBB = Carga corporal crónica, ps = Peso seco. Peso seco de *A. guttata* = $2.058 \pm 0.151 \mu\text{g individuo}^{-1}$ (media $\pm$ una DE, N = 5). L = Concentración baja ($CL_{50}/5$; media $\pm$ DE, N = 2), H = Concentración alta ($CL_{50}/2$; media $\pm$ DE, N = 2).

La bioacumulación está relacionada con la persistencia ambiental de los compuestos (Ernst et al., 2018). Según el Convenio de Estocolmo (CS, 2008), para que un compuesto pueda considerarse potencialmente bioacumulativo debe tener una vida media superior a 2 meses en el agua o superior a 6 meses en el suelo y los sedimentos. Los piretroides tienen baja persistencia ambiental (< 90 días) (Feo et al., 2010); sin embargo, el uso continuo de éstos los hace omnipresentes en el medio ambiente. Rossi et al. (2020) analizaron muestras de agua, sedimento y peces expuestos a bifentrina en un campo de cultivo de arroz; en sus resultados no detectaron bifentrina en las muestras de sedimentos y agua; sin embargo, estuvo presente en todos los peces analizados. Estos resultados muestran la naturaleza biodisponible de estos compuestos y, que a concentraciones muy bajas, la bioacumulación puede ocurrir al tener exposiciones recurrentes a estos compuestos.

CONCLUSIÓN

Los datos de toxicidad demuestran que se pueden esperar efectos tóxicos agudos como la muerte y crónicos como la inhibición de la tasa de reproducción de los insecticidas piretroides: bifentrina, deltametrina y cipermetrina en los dos organismos no objeto de control (las especies zooplactónicas, el rotífero *L. papuana* y el cladóceros *A. guttata*) a concentraciones relevantes encontradas en ambientes acuáticos naturales. También se demostró la alta capacidad de bioacumulación de los piretroides en las especies acuáticas evaluadas; las cuales, en ambientes naturales, estarían potencialmente accesibles para su transferencia dentro de la cadena alimenticia. El piretroide bifentrina presentó mayor toxicidad, tanto letal como crónica de los tres compuestos evaluados, mientras que cipermetrina presenta la menor toxicidad para los organismos acuáticos aquí evaluados; sin embargo, esta menor toxicidad se debe a la gran capacidad de este compuesto para bioacumularse en los organismos, esta característica puede representar un peligro para organismos superiores de las cadenas tróficas.

AGRADECIMIENTOS

Los autores agradecen al Doctor Roberto Rico-Martínez por las cepas de zooplancton y algas donadas y al Doctor Guillermo Sánchez Martínez por las facilidades en el uso de cromatógrafo de gases del Laboratorio de Sanidad Vegetal del INIFAP, Aguascalientes.

LITERATURA CITADA

- Akan, J. C., Battah, N., Waziri, M., & Mahmud, M. M. (2015). Organochlorine, organophosphorus and pyrethroid pesticides residues in water and sediment samples from River Benue in Vinikilang, Yola, Adamawa state, Nigeria using gas Chromatography-Mass Spectrometry equipped with Electron Capture Detector. *Am. J. Environ. Sci.* 3, 164-173. <https://doi:10.12691/env-3-5-2>.
- Anderson, R. L. (1989). Toxicity of synthetic pyrethroids to freshwater invertebrates. *Environ. Toxicol. Chem.* 8, 403-410. doi:10.1002/etc.5620080506.
- Arnot, J. A., & Gobas, F. A. (2006). A review of bioconcentration factor (BCF) and bioaccumulation factor (BAF) assessments for organic chemicals in aquatic organisms. *Environ. Rev.* 14, 257-297. <https://doi:10.1139/a06-005>.
- Arunakumara, K. K. I. U., Xuecheng, Z., & Song, X. (2007). Comparative study on bioaccumulation of lead and cadmium by the cyanobacterium *Synechocystis* sp. PCC 6803 under laboratory conditions. *Cienc. Mar.* 33, 271-280.
- Aznar-Alemany, Ò., Giménez, J., de Stephanis, R., Eljarrat, E., & Barceló, D. (2017). Insecticide pyrethroids in liver of striped dolphin from the Mediterranean Sea. *Environ. Pollut.* 225, 346-353. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2017.02.060>.
- Barón, E., Manez, M., & Andreu, A. C. (2014). Bioaccumulation and biomagnification of emerging and classical flame retardants in bird eggs of 14 species from Doñana natural space and surrounding areas (South-Western Spain). *Environ. Int.* 68, 118-126. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2014.03.013>
- Beltrán, J., Peruga, A., Pitarch, E., López, F. J., Hernández, F. (2003). Application of solid-phase microextraction for the determination of pyrethroid residues in vegetable samples by GC-MS. *Anal. Bioanal. Chem.* 376, 502-511. <https://doi:10.1007/s00216-003-1916-z>.
- Bennett, E. R., Moore, M. T., Cooper, C. M., Smith, S., Shields, F. D., Drouillard, K. G., & Schulz, R. (2005). Vegetated agricultural drainage ditches for the mitigation of pyrethroid-associated runoff. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 24(9), 2121-2127.
- Bradbury, S. P., Symonik, D. M., Coats, J. R., & Atchison, G. J. (1987). Toxicity of fenvalerate and its constituent isomers to the fathead minnow, *Pimephales promelas*, and bluegill, *Lepomis macrochirus*. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 38(5), 727-735.

- Calderón-Garcidueñas, A. L., Waliszewski, S. M., Ruiz-Ramos, R., & Martinez-Valenzuela, M. (2018). Time trend tendency (1988-2014 years) of organochlorine pesticide levels in the adipose tissue of Veracruz inhabitants. *Environ. Monit. Assess.* 190, 206. <https://doi.org/10.1007/s10661-018-6581-y>.
- Carlson, G. A., & Wetzstein, M. E. (1993). Firm decisions and behavior in pest management on a regional level. In 'Agricultural and environmental resource economics' (Eds G. A. Carlson, D. Zilberman, J. A. Miranowski), pp. 273-288.
- Chernaki-Leffer, A. M., Sosa-Gómez, D. R., Almeida, L. M., & Lopes, I. D. O. N. (2011). Susceptibility of *Alphitobius diaperinus* (Panzer) (Coleoptera, Tenebrionidae) to cypermethrin, dichlorvos and triflumuron in southern Brazil. *Rev. Bras. Entomol.* 55, 125-128. <https://doi.org/10.1590/S008556262011000100020>.
- Clark, J. M., & Matsumura, F. (1982). Two different types of inhibitory effects of pyrethroids on nerve Ca-and Ca⁺ Mg-ATPase activity in the squid, *Loligo pealei*. *Pestic. Biochem. Physiol.* 18, 180-190. [https://doi.org/10.1016/0048-575\(82\)90104-3](https://doi.org/10.1016/0048-575(82)90104-3).
- Clasen, B., Loro, V., Murussi, C. R., Tiecher, T., Moraes, B., & Zanella, R. (2018). Bioaccumulation and oxidative stress caused by pesticides in *Cyprinus carpio* reared in a rice-fish system. *Sci. Total Environ.* 626, 737-743. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.01.154>
- Colin, N., Porte, C., Fernandes, C., Barata, C., Padrós, F., Carrassón, M., Monroy, M., Cano-Rocabayera, O., Sostoa, A., Piña, A., & Maceda-Veiga, A. (2016). Ecological relevance of biomarkers in monitoring studies of macro-invertebrates and fish in Mediterranean rivers. *Sci. Total. Environ.* 540, 307-323. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2015.06.099>.
- Corcellas, C., Eljarrat, E., & Barceló, D. (2015) First report of pyrethroid bioaccumulation in wild river fish: a case study in Iberian river basins (Spain). *Environ Int* 75:110–116. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2014.11.007>
- CS (2008). Stockholm Convention on Persistent Organic Pollutants. <http://chm.pops.int/>. (Fecha de consulta: 05 de Agosto 2019).
- Damalas, C. A., & Eleftherohorinos, I. G. (2011). Pesticide exposure, safety issues, and risk assessment indicators. *Int. J. Environ. Res. Public Health*, 8, 1402-1419. <https://doi.org/10.3390/ijerph8051402>
- Delgado-Moreno, L., Lin, K., Veiga-Nascimento, R., & Gan, J. (2011). Occurrence and toxicity of three classes of insecticides in water and sediment in two southern California coastal watersheds. *J. Agric. Food Chem.* 59, 9448-9456. <https://doi.org/10.1021/jf202049s>.
- Ensley, S. M. (2018). Pyrethrins and pyrethroids. In *Veterinary toxicology*, Academic Press, pp. 515-520. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-811410-0.00039-8>.
- Ernst, F., Alonso, B., Colazzo, M., Pareja, L., Cesio, V., Pereira, A., Márquez, A., Errico, E., Segura, A., Heinzen, H., & Pérez-Parada, A. (2018). Occurrence of pesticide residues in fish from South American rainfed agroecosystems. *Sci. Total Environ.* 631/632, 169-179. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.02.320>.

- Feo, M. L., Ginebreda, A., Eljarrat, E., & Barceló, D. (2010). Presence of pyrethroid pesticides in water and sediments of Ebro River Delta. *J. Hydrol.* 393, 156—162. doi:10.1016/j.jhydrol.2010.08.012
- Finney, D. J. (1952). *Probit analysis: a statistical treatment of the sigmoid response curve*. 2nd ed. Cambridge University Press, New York, pp 318. <https://doi.org/10.1002/jps.3030411125>.
- Gan, J., Lee, S. J., Liu, W. P., Haver, D. L., & Kabashima, J. N. (2005). Distribution and Persistence of Pyrethroids in Runoff Sediments. *J. Environ. Qual.* 34, 836–841. doi:10.2134/jeq2004.0240.
- Garza-León, C. V., Arzate-Cárdenas, M. A., & Rico-Martínez, R. (2017). Toxicity evaluation of cypermethrin, glyphosate, and malathion, on two indigenous zooplanktonic species. *Environ. Sci. Pollut. Res.* 24, 18123–18134. <https://doi.org/10.1007/s11356-017-9454-y>.
- Gobas, F. A. P. C., & Morrison, H. A. (2000). Bioconcentration and biomagnification in the aquatic environment. *In: Boethling, R.S., Mackay, D. (Eds.), Handbook of Property Estimation Methods for Chemicals: Environmental and Health S.B. Gewurtz et al./Chemosphere* 63 (2006) 1328-1341 1339 Sciences. Lewis Publishers, Boca Raton, FL, USA, pp. 189-231.
- Hernández-Flores, S., & Rico-Martínez, R. (2006). Study of the effects of Pb and hg toxicity using a chronic toxicity reproductive 5-day test with the freshwater rotifer *Lecane quadridentata*. *Environ. Toxicol.* 21, 533-540. <https://doi.org/10.1002/tox.20218>.
- Hernández-Ruiz, E., Alvarado-Flores, J., Rubio-Franchini, I., Ventura-Juárez, J., & Rico-Martínez, R. (2016). Adverse effects and bioconcentration of chromium in two freshwater rotifer species. *Chemosphere.* 158, 107-115. <http://dx.doi.org/10.1016/j.chemosphere.2016.05.067>.
- Katagi, T. (2010). Bioconcentration, Bioaccumulation, and Metabolism of Pesticides in Aquatic Organisms. *In: Whitacre D. (eds) Reviews of Environmental Contamination and Toxicology. Reviews of Environmental Contamination and Toxicology (Continuation of Residue Reviews)*, vol 204. Springer, New York, NY, pp. 1-132. https://doi.org/10.1007/978-1-4419-1440-8_1.
- Katagi, T. (2011). Environmental Behavior of Synthetic Pyrethroids. In *Pyrethroids. Topics in Current Chemistry*. Vol 314, Springer, Berlin, Heidelberg, pp 167-202. https://doi.org/10.1007/128_2011_255.
- Kranthi, K. R, Jadhav, D., Wanjari, R., Kranthi, S., & Russell, D. (2001). Pyrethroid resistance and mechanisms of resistance in field strains of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae). *Journal of Economic Entomology.* 94, 253-263.
- Liu, W., Gan, J. J., Lee, S., & Kabashima, J. N. (2004). Phase distribution of synthetic pyrethroid in runoff and stream water. *Environ. Toxicol. Chem.* 23, 7-11. <https://doi.org/10.1897/03-183>.
- Manar, R., Bessi, H., & Vasseur, P. (2009). Reproductive effects and bioaccumulation of chlordane in *Daphnia magna*. *Environ. Toxicol. Chem.* 28, 2150-2159. <https://doi.org/10.1897/08-564.1>.
- McCarty, L. S. (1986). The relationship between aquatic toxicity QSARs and bioconcentration for some organic chemicals. *Environ. Toxicol. Chem.* 5, 1071-1080. <https://doi.org/10.1002/etc.5620051207>.

- McCarty, L. S. (1987). Relationship between toxicity and bioconcentration for some organic chemicals. I. Examination of the relationship. *In*: Kaiser K. L. E. (eds) QSAR in environmental Toxicology-II. Springer, Dordrecht, pp. 207-220. https://doi.org/10.1007/978-94-009-3937-0_16.
- Mestres, R., & Mestres, G. (1992). Deltamethrin: Uses and Environmental Safety. *Rev. Environ. Contam. Toxicol.* 1-18. doi:10.1007/978-1-4612-2864-6_1.
- Millow, C. J, Mackintosh, S. A, Lewison, R. L, Dodder, N. G, & Hoh, E. (2015). Identifying Bioaccumulative Halogenated Organic Compounds Using a Nontargeted Analytical Approach: Seabirds as Sentinels. *PLoS ONE*. 10, e0127205. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0127205>
- Muggelberg, L. L., Hartz, K. E. H., Nutile, S. A., Harwood, A. D., Heim, J. R., Derby, A. P., & Lydy, M. J. (2017). Do pyrethroid-resistant *Hyalella Azteca* have greater bioaccumulation potential compared to non-resistant populations? Implications for bioaccumulation in fish. *Environ. Pollut.* 220, 375-382. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2016.09.073>.
- Nichols, H.W. (1973). Growth media-freshwater. *In*: Stein, J.R. (Ed.), *Handbook of Physiological Methods II*. Cambridge University Press, New York, pp. 7-24.
- OECD (2012). Test No. 211: *Daphnia magna* Reproduction Test, OECD Guidelines for the Testing of Chemicals, Section 2, OECD Publishing, Paris. <https://doi.org/10.1787/9789264185203-en>.
- Osorio-Treviño, O. C., Arzate-Cárdenas M. A., & Rico-Martínez, R. (2019). Energy budget in *Alona guttata* (Chydoridae: Aloninae) and toxicant-induced alterations. *J. Environ. Sci. Health A*. 54, 398-929. <https://doi.org/10.1080/10934529.2018.1558901>.
- Perez-Legaspi, I. A., & Rico-Martínez, R. (2001). Acute toxicity tests on three species of the genus *Lecane* (Rotifera: Monogononta). *Hydrobiologia* 446, 375-381. <http://dx.doi.org/10.1023/A:1017531712808>.
- Qin, W. X., Yan, D. Y., Wang, C. G., & Xu, S. H. (2011). Research on the fate and biological effects of pyrethroids in sediment. *Soils*, 43, 703-709.
- Riaz, G., Tabinda, A. B., Kashif, M., Yasar, A., Mahmood, A., Rasheed, R., & Mahfooz, Y. (2018). Monitoring and spatiotemporal variations of pyrethroid insecticides in surface, water, sediment, and fish of the river Chenab Pakistan. *Environ. Sci. Pollut. Res.* 25, 22584-22597. <https://doi.org/10.1007/s11356-018-1963-9>.
- Rossi, A. S., Fantón, N., Michlig, M. P., Repetti, M. R., & Cazenave, J. (2020). Fish inhabiting rice fields: Bioaccumulation, oxidative stress and neurotoxic effects after pesticides application. *Ecol. Indic.* 113, 106186. doi:10.1016/j.ecolind.2020.106186
- Sancho, E., Villarroel, M. J., Andreu, E., & Ferrando, M. D. (2009). Disturbances in Energy Metabolism of *Daphnia magna* after Exposure to Tebuconazole. *Chemosphere*. 74, 1171-1178. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2008.11.076>.
- Schmidt-Nielsen, K. (1997). *Animal physiology: adaptation and environment*. Cambridge University Press, p. 301.

- Shahid, N., Becker, J. M., Krauss, M., Brack, W., & Liess, M. (2018). Pesticide Body Burden of the Crustacean *Gammarus pulex* as a Measure of Toxic Pressure in Agricultural Streams. *Environ. Sci. Technol.* 52, 7823-7832. <https://doi.org/10.1021/acs.est.8b01751>.
- Sharifzadeh, M. S., Abdollahzadeh, G., Damalas, C. A., & Rezaei, R. (2018). Farmers criteria for pesticide selection and use in the pest control process. *Agriculture*. 8, 24. <https://doi.org/10.3390/agriculture8020024>.
- StatSoft, Inc, 2004. STATISTICA (Data Analysis Software System) version 5. <https://www.statsoft.com>.
- Symonik, D. M., Coats, J. R., Bradbury, S. P., Atchison, G. J., & Clark, J. M. (1989). Effect of fenvalerate on metabolic ion dynamics in the fathead minnow (*Pimephales promelas*) and bluegill (*Lepomis macrochirus*). *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 42, 821-828. <https://doi.org/10.1007/BF0170162>.
- Tu, W., Lu, B., Niu, L., Xu, C., Lin, C., & Liu, W. (2014). Dynamics of uptake and elimination of pyrethroid insecticides in zebrafish (*Danio rerio*) eleutheroembryos. *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 107, 186-191. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2014.05.013>.
- US EPA (Environmental Protection Agency) (1985). DRASTIC: A Standard System for Evaluating Groundwater Potential Using Hydrogeological Settings. Ada, Oklahoma WA/EPA Series. <https://www.scrip.org/reference/referencespapers?referenceid=2954024> (Fecha de consulta: 01 de Agosto 2020).
- Van der Heijden, S. A., Hermens, J. L., Sinnige, T. L., Mayer, P., Gilbert, D., & Jonker, M. T. (2015). Determining high-quality critical body residues for multiple species and chemicals by applying improved experimental design and data interpretation concepts. *Environ. Sci. Technol.* 49, 1879–1887. <https://doi.org/10.1021/es505078r>
- Volesky, B., Holan, Z. R. (1995). Biosorption of heavy metals. *Biotechnol. Prog.* 11, 235–250. <https://doi.org/10.1021/bp00033a001>.
- Werner, I., Deanovic, L. A., Hinton, D. E., Henderson, J. D., De Oliveira, G. H., Wilson, B. W., & Zalom, F. G. (2002). Toxicity of stormwater runoff after dormant spray application of diazinon and esfenvalerate (Asana®) in a French prune orchard, Glenn County, California, USA. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 68, 29-36.
- WHO (2005). Safety of pyrethroids for public health use (No. WHO/CDS/WHOPES/GCDPP/2005.10). Geneva: World Health Organization.
- Wilson, C., & Tisdell, C. (2001). Why farmers continue to use pesticides despite environmental, health and sustainability costs. *Ecol. Econ.* 39, 449-462.
- Zheng, S., Chen, B., Qiu, X., Chen, M., Ma, Z., & Yu, X. (2016). Distribution and risk assessment of 82 pesticides in Jiulong River and estuary in South China. *Chemosphere*. 144, 1177-1192. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2015.09.050>.

- Zhou, J., Kang, H. M., Lee, Y. H., Jeong, C. B., Park, J. C., & Lee, J. S. (2019). Adverse effects of a synthetic pyrethroid insecticide cypermethrin on life parameters and antioxidant responses in the marine copepods *Paracyclops nana* and *Tigriopus japonicus*. Chemosphere. 217, 383-392. <https://doi:10.1016/j.chemosphere.2018.10.217>.
- Zhu, Q., Yang, Y., Zhong, Y., Lao, Z., O'Neill, P., Hong, D., & Zhao, S. (2020). Synthesis, insecticidal activity, resistance, photodegradation and toxicity of pyrethroids (A review). Chemosphere. 254, 126779. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.126779>.

A

áfidos, 49, 53, 55, 56, 58, 59, 60, 61, 62, 64
 Algodonero, 70, 72, 89, 98
Alona guttata, 118, 122, 123, 124, 127, 128, 129, 130, 131

B

Bemisia tabaci, 70, 71, 73, 74, 87, 88
 Bioacumulación, 123, 124, 128

C

Conotrachelus dimidiatus, 7, 8, 9, 10
 Conservación, 70
 Control Biológico, 48, 70
Cyclocephala lunulata, 7, 8, 11, 12

E

escoba de bruja, 24, 37, 38, 39
 Establos, 99

G

guayaba, 7, 8, 9, 10, 11, 15, 16, 17

H

Haematobia irritans, 99, 100, 102, 103, 104

L

Lecane papuanna, 118

M

Mangifera indica, 24, 26
 Mango, 24, 28, 38, 39
Meloidogyne incognita, 7, 14
 Moscas, 99, 102, 105
 Mosquita Blanca, 70, 71
Musca domestica, 99, 100, 102, 103, 105

N

Nogal, 48, 51, 53, 54
 nuez, 49, 50, 58

P

Pestalotiopsis clavispora, 7
 plaguicidas, 117, 119, 120, 121, 123, 124, 125, 127, 129

S

Stomoxys calcitrans, 99, 100, 102

T

toxicidad letal, 118, 127, 130

Z

zooplancton, 118, 126, 127, 128, 132

Los compiladores



Dr. Ernesto González Gaona

Investigador Titular del Programa de Sanidad Forestal y Agrícola del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, adscrito al Campo Experimental Pabellón en Aguascalientes desde 1984, Miembro del SNII Nivel 1. Líneas de Investigación: Manejo orgánico biológico de plagas y enfermedades en Guayaba, Nopal, Vid, Maíz, así como plagas forestales con énfasis en defoliadores de la familia Diprionidae.



Dr. Ignacio Orona Castillo

Profesor Investigador de Tiempo Exclusivo de la Universidad Juárez del Estado de Durango, adscrito a la Facultad de Agricultura y Zootecnia, ubicada en el ejido Venecia, Gómez Palacio Durango desde 2006. Miembro del Sistema Nacional de Investigadores Nivel I. Líneas de Investigación: Economía de los Recursos Naturales y Comercialización de Productos Agropecuarios.



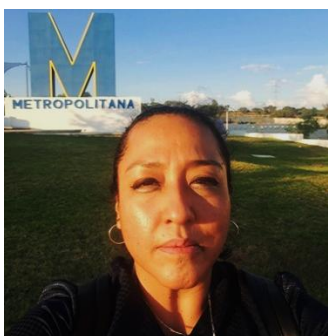
Dr. Urbano Nava Camberos

Profesor Investigador de tiempo completo de la Universidad Juárez del Estado de Durango, adscrito a la Facultad de Agronomía y Zootecnia, ubicada en el ejido Venecia, Gómez Palacio, Durango. Miembro del Sistema Nacional de Investigadores Nivel II. Líneas de investigación: Manejo Integrado de Plagas en cultivos forrajeros, hortícolas, frutícolas y algodónero.



Dr. Manuel Fortis Hernández

Profesor-Investigador en el Tecnológico Nacional de México, Campus Instituto Tecnológico de Torreón, en Torreón, Coahuila desde el año 1992. Miembro del Sistema Nacional de Investigadores Nivel I. Líneas de investigación: Manejo sustentable de los recursos agronómicos y agricultura protegida.



Dra. Lucila Perales-Aguilar

Profesora Investigadora de tiempo parcial del Instituto Tecnológico de Pabellón de Arteaga (ITPABE) y de la Universidad Tecnológica Metropolitana de Aguascalientes (UTMA). Miembro activo de la Red Internacional de Biotecnología y Estrategias Innovadoras para la Seguridad Alimentaria Global (BioSeguraNet). Líneas de investigación sobre Biotecnología Agropecuaria y desarrollo de tecnologías amigables con el ambiente, para la conservación de la biodiversidad y el manejo ecológico de plagas y enfermedades.

Ante los desafíos críticos de la seguridad alimentaria y la degradación ambiental, esta obra reúne estrategias avanzadas para una gestión sostenible y orgánica como alternativa a la dependencia de agroquímicos sintéticos. Mediante estudios de caso que abarcan desde el control de la escoba de bruja en el cultivo de mango y las plagas en los huertos de guayaba, hasta el control biológico mediante la conservación de la mosca blanca en el algodón y la gestión sanitaria en el sector ganadero, el libro demuestra la viabilidad de sistemas agrícolas resilientes. Con una sólida base técnica y científica, el texto ofrece a productores, académicos y técnicos herramientas prácticas para la transición hacia un modelo de producción que equilibre la productividad, la viabilidad económica y el respeto esencial por la integridad de los ecosistemas.



Pantanal Editora

Rua Abaete, 83, Sala B, Centro. CEP: 78690-000

Nova Xavantina – Mato Grosso – Brasil

Telefone (66) 9608-6133 (Whatsapp)

<https://www.editorapantanal.com.br>

contato@editorapantanal.com.br