

# Estrategias para el control del **gusano cogollero**

*Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith)

**Coordinadores:**

Elsa Verónica Herrera Mayorga  
Francisco Alejandro Paredes Sánchez  
Nohemí Niño García



editorial  
**fontamara**



VERDAD, BELLEZA, PROSPERIDAD



Estrategias para  
el control del  
**gusano cogollero**

*Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith)

---

Estrategias para el control del gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) /Elsa Verónica Herrera Mayorga, Francisco Alejandro Paredes Sánchez y Nohemí Niño García, coordinadores .— Cd. Victoria, Tamaulipas : Universidad Autónoma de Tamaulipas ; Ciudad de México : Editorial Fontamara , 2025.

162 págs. ; 17 x 23 cm.

1. Agricultura

LC: SB945.A8 E8.8 2025      DEWEY: 338.1 TVP

---

Universidad Autónoma de Tamaulipas  
Matamoros SN, Zona Centro  
Ciudad Victoria, Tamaulipas C.P. 87000  
D. R. © 2025

Consejo de Publicaciones UAT  
Centro Universitario Victoria  
Centro de Gestión del Conocimiento. Segundo Piso  
Ciudad Victoria, Tamaulipas, México. C.P. 87149  
Tel. (52) 834 3181-800 • extensión: 2905  
*cpublicaciones@uat.edu.mx • www.uat.edu.mx • https://libros.uat.edu.mx/*

Libro aprobado por el Consejo de Publicaciones UAT  
ISBN UAT: 978-607-8888-95-5

Editorial Fontamara, S.A. de C.V.  
Av. Hidalgo No. 47-B, Colonia Del Carmen  
Alcaldía de Coyoacán, 04100, CDMX, México  
Tels. 555659-7117 y 555659-7978  
*contacto@fontamara.com.mx • coedicion@fontamara.com.mx • www.fontamara.com.mx*  
ISBN Fontamara: 978-968-9729-11-2

Se prohíbe la reproducción total o parcial de esta obra incluido el diseño tipográfico y de portada, sea cual fuera el medio, electrónico o mecánico, sin el consentimiento del Consejo de Publicaciones UAT.

Libro digital

**Esta obra y sus capítulos fueron sometidos a una revisión de pares a doble ciego, la cual fue realizada por especialistas pertenecientes al Sistema Nacional de Investigadoras e Investigadores. Asimismo, fueron aprobados para su publicación por el Consejo de Publicaciones de la Universidad Autónoma de Tamaulipas y el Comité Interno de la editorial Fontamara.**



# Estrategias para el control del **gusano cogollero** *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith)

Coordinadores:

Elsa Verónica Herrera Mayorga  
Francisco Alejandro Paredes Sánchez  
Nohemí Niño García





MVZ MC Dámaso Leonardo Anaya Alvarado  
PRESIDENTE

Dr. Fernando Leal Ríos  
VICEPRESIDENTE

Dra. Dora María Lladó Lárraga  
SECRETARIA TÉCNICA

Mtro. Eduardo García Fuentes  
VOCAL

Dra. Rosa Issel Acosta González  
VOCAL

CP Jesús Francisco Castillo Cedillo  
VOCAL

MVZ Rogelio de Jesús Ramírez Flores  
VOCAL

**Comité Editorial del Consejo de Publicaciones de la Universidad Autónoma de Tamaulipas**

**Dra. Lourdes Arizpe Slogher** • Universidad Nacional Autónoma de México | **Dr. Amalio Blanco** • Universidad Autónoma de Madrid, España | **Dra. Rosalba Casas Guerrero** • Universidad Nacional Autónoma de México | **Dr. Francisco Díaz Bretones** • Universidad de Granada, España | **Dr. Rolando Díaz Lowing** • Universidad Nacional Autónoma de México | **Dr. Manuel Fernández Ríos** • Universidad Autónoma de Madrid, España | **Dr. Manuel Fernández Navarro** • Universidad Autónoma Metropolitana, México | **Dra. Juana Juárez Romero** • Universidad Autónoma Metropolitana, México | **Dr. Manuel Marín Sánchez** • Universidad de Sevilla, España | **Dr. Cervando Martínez** • University of Texas at San Antonio, E.U.A. | **Dr. Darío Páez** • Universidad del País Vasco, España | **Dra. María Cristina Puga Espinosa** • Universidad Nacional Autónoma de México | **Dr. Luis Arturo Rivas Tovar** • Instituto Politécnico Nacional, México | **Dr. Aroldo Rodríguez** • University of California at Fresno, E.U.A. | **Dr. José Manuel Valenzuela Arce** • Colegio de la Frontera Norte, México | **Dra. Margarita Velázquez Gutiérrez** • Universidad Nacional Autónoma de México | **Dr. José Manuel Sabucedo Cameselle** • Universidad de Santiago de Compostela, España | **Dr. Alessandro Soares da Silva** • Universidad de São Paulo, Brasil | **Dr. Akexandre Dorna** • Universidad de CAEN, Francia | **Dr. Ismael Vidales Delgado** • Universidad Regiomontana, México | **Dr. José Francisco Zúñiga García** • Universidad de Granada, España | **Dr. Bernardo Jiménez** • Universidad de Guadalajara, México | **Dr. Juan Enrique Marciano Medina** • Universidad de Puerto Rico-Humacao | **Dra. Ursula Oswald** • Universidad Nacional Autónoma de México | **Arq. Carlos Mario Yori** • Universidad Nacional de Colombia | **Arq. Walter Debenedetti** • Universidad de Patrimonio, Colonia, Uruguay | **Dr. Andrés Piqueras** • Universitat Jaume I, Valencia, España | **Dra. Yolanda Troyano Rodríguez** • Universidad de Sevilla, España | **Dra. María Lucero Guzmán Jiménez** • Universidad Nacional Autónoma de México | **Dra. Patricia González Aldea** • Universidad Carlos III de Madrid, España | **Dr. Marcelo Urra** • Revista Latinoamericana de Psicología Social | **Dr. Rubén Ardila** • Universidad Nacional de Colombia | **Dr. Jorge Gissi** • Pontificia Universidad Católica de Chile | **Dr. Julio F. Villegas †** • Universidad Diego Portales, Chile | **Ángel Bonifaz Ezeta †** • Universidad Nacional Autónoma de México

# Índice

|              |   |
|--------------|---|
| Introducción | 9 |
|--------------|---|

|            |    |
|------------|----|
| Capítulo 1 | 11 |
|------------|----|

## Biología y comportamiento

*Verónica Herrera-Mayorga, Gildardo Rivera y Brenda G. Hernández-Pérez*

|            |    |
|------------|----|
| Capítulo 2 | 23 |
|------------|----|

## Ecología: distribución y dinámica poblacional

*Nohemí Niño García, María Cruz Juárez Aragón y José María Canales Niño*

|            |    |
|------------|----|
| Capítulo 3 | 35 |
|------------|----|

## Variación genética

*Francisco Alejandro Paredes-Sánchez, Omar Gutiérrez-Terrazas  
y Edgar E. Lara-Ramírez*

|            |    |
|------------|----|
| Capítulo 4 | 43 |
|------------|----|

## Estrategias de control biológico: virus

*María Cristina Del Rincón Castro*

|            |    |
|------------|----|
| Capítulo 5 | 51 |
|------------|----|

## Estrategias de control biológico: bacterias

*Verónica Segovia Tagle y Karol Karla García Aguirre*

|            |    |
|------------|----|
| Capítulo 6 | 61 |
|------------|----|

## Estrategias de control biológico: hongos

*Reyna Ivonne Torres-Acosta, Moisés Felipe Victoriano  
y Rodolfo Torres-de los Santos*

|            |    |
|------------|----|
| Capítulo 7 | 71 |
|------------|----|

## Estrategias de control biológico: nematodos

*Hadassa Yuef Martínez Padrón, Sarahí Rubio-Tinajero  
y Eduardo Osorio Hernández*

|            |    |
|------------|----|
| Capítulo 8 | 83 |
|------------|----|

## Estrategias de control biológico: ácaros

*Martha Patricia Chaires Grijalva, Rogelio Enrique Palacios-Torres  
y Natascha Marlice Rueda Martínez*

|                                                                                                                                                                                                                 |            |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|------------|
| <b>Capítulo 9</b><br><b>Estrategias de control biológico: parasitoides</b><br><i>Elsa Verónica Herrera Mayorga, Ana Karen Serrano Domínguez<br/>y Miriam Polet Montoya Requena</i>                              | <b>93</b>  |
| <b>Capítulo 10</b><br><b>Estrategias de control biológico: depredadores</b><br><i>Hermelindo Hernández Torres, Jesús Romero Nápoles<br/>y Ángel Gerardo González Lara</i>                                       | <b>107</b> |
| <b>Capítulo 11</b><br><b>Estrategias de control biológico. Bioinsecticidas<br/>vegetales en el manejo de <i>Spodoptera frugiperda</i></b><br><i>Patricia Guevara Fefer, Beatriz Zúñiga Ruiz y Félix Krengel</i> | <b>115</b> |
| <b>Capítulo 12</b><br><b>Estrategias de control químico: nuevas moléculas</b><br><i>Mario Sánchez Sánchez, Víctor Hugo Ramos García<br/>y Karen Alejandra González Jiménez</i>                                  | <b>125</b> |
| <b>Capítulo 13</b><br><b>Estrategias de control químico: uso racional de<br/>plaguicidas</b><br><i>José Reyes Hernández, Rodolfo Torres-de los Santos<br/>y Hermilo Lucio Castillo</i>                          | <b>135</b> |
| <b>Capítulo 14</b><br><b>Estrategias de control: etológico</b><br><i>Edgar Alexis García Romero, Martín Berrones Morales<br/>y Francisco Alejandro Paredes Sánchez</i>                                          | <b>143</b> |
| <b>Capítulo 15</b><br><b>Estrategias de control: alterno y en desarrollo</b><br><i>Jorge Ariel Torres-Castillo y María Cruz Juárez-Aragón</i>                                                                   | <b>153</b> |

## Introducción

El gusano cogollero, *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith), es una plaga polífaga con más de 186 hospederos identificados, destructora de cultivos, plantas ornamentales y malezas, por lo que tiene un enorme impacto económico. Debido a su carácter migratorio, se le ha considerado una plaga invasora de importancia mundial, identificada en más de 137 países tanto en áreas endémicas tropicales y en regiones no endémicas en los continentes de Europa, Asia, África y Oceanía, amenazando la seguridad alimentaria.

Esta obra busca dar a conocer la información existente sobre la biología, ecología, distribución, dinámica poblacional y variaciones genéticas de *S. frugiperda*, así como las estrategias de control basadas en conocimiento tradicional, científico y tecnológico, por ejemplo, mediante los baculovirus -con sus limitaciones y potencialidades-; el control con bacterias y distintas proteínas de *Bacillus thuringiensis* (Bt) -con sus problemáticas de resistencia que se están enfrentando en la actualidad-.

Adicionalmente, se presentan estrategias de control biológico basadas en hongos, donde destacan los géneros *Metarhizium*, *Beauveria*, *Isaria* y *Paecilomyces*, mientras que con el uso de nematodos se describen las diferentes especies de las familias de Heterorhabditidae y Steinernematidae; en el control con ácaros las familias Erythraeidae, Pyemotidae y Trombidiidae son algunas de las estrategias abordadas; en esta obra también se desarrolla información sobre parasitoides, distintos insectos de la familia Braconidae e Ichneumonidae y depredadores.

Los extractos de plantas también son parte del contenido de este libro, incluyendo los géneros y dosis que han presentado actividad insecticida sobre *S. frugiperda*. Se finaliza con el abordaje de investigaciones innovadoras para el estudio de moléculas, el uso racional de plaguicidas, el control etológico y las estrategias de control alternativo en desarrollo.



# Biología y comportamiento

Verónica Herrera-Mayorga<sup>1</sup>

Gildardo Rivera<sup>2</sup>

Brenda G. Hernández-Pérez<sup>1</sup>

## Introducción

*Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) es una especie artrópoda perteneciente a la clase Insecta del orden Lepidoptera de la familia Noctuidae, comúnmente se ha nombrado a este insecto plaga como “gusano cogollero”, debido a que presenta una preferencia alimentaria por hojas y brotes tiernos, especialmente de los cogollos, convirtiéndose en un masticador del tejido vegetal (Kumar y Mihm, 2002; Villa y Catalán, 2004). Debido a sus hábitos de alimentación, es considerada una plaga polífaga, migratoria y destructiva de diferentes cultivos en el hemisferio occidental, además presenta una alta capacidad de dispersión, adaptación y preferencia por una gran variedad de plantas hospederas. Por ello, es una plaga de importancia económica mundial en diversos cultivos (Méndez et al., 2002; Casmuz et al., 2010).

Esta especie se distribuye en las regiones tropicales y subtropicales, que se caracterizan por presentar climas con temperaturas mayores a 30 °C y con poca precipitación; *S. frugiperda* ha sido caracterizada por un comportamiento migratorio esporádico con capacidad de vuelo de hasta 100 km de distancia por noche en su estadio de polilla adulta (Johnson, 1987), estos hábitos migratorios han sido modificados hasta convertirse en una plaga invasora de importancia mundial en la última década (Tay et al., 2022). Fue descrita por primera vez en 1797 por J. E. Smith, algunos de los adjetivos calificativos asignados según su daño incluyen: trozador de plántulas, comedor de follaje, masticador de granos, defoliador del tejido vegetal, masticador de verticilos, mazorcas y espigas. En la actualidad, es una super plaga que presenta un amplio rango de hospederos, una alta capacidad de adaptabilidad, comportamientos migratorios, alta fecundidad y rápido desarrollo de resistencia (Jing et al., 2021).

---

<sup>1</sup>Unidad Académica Multidisciplinaria Mante, Universidad Autónoma de Tamaulipas.

Correo: [evherrera@docentes.uat.edu.mx](mailto:evherrera@docentes.uat.edu.mx)

<sup>2</sup>Centro de Biotecnología Genómica, Instituto Politécnico Nacional.

## Biología y fisiología

Su ciclo biológico es holometábolo, consta de cuatro etapas con una duración promedio de 30 a 70 días por ciclo (Figura 1), distribuidas de la siguiente manera: la primera etapa es como huevecillo, con una duración de dos a cinco días, dependiendo de las condiciones atmosféricas, los cuales se depositan en masas o grupos compactos que promedian de 50 a 350 huevos cada una, por ciclo y por adulto. Los huevecillos presentan un diámetro aproximado de 0.4 mm, son de color blanco perla y su masa regularmente está cubierta por secreciones. Son depositados en la plántula del cultivo que están utilizando como alimento. Independientemente del estado fenológico de la planta, el adulto va a colocar los huevos sobre la parte media de las hojas, preferentemente en el envés o en la zona basal. Al nacer, las larvas permanecen agrupadas en la parte baja de las plantas, refugiadas entre las hojas. El primer alimento de las larvas recién emergidas es el corion de los huevos, después de lo cual, si el hospedero no es el adecuado, migran a través de un hilo de seda en busca de alimento. Las más jóvenes comen durante el día; mientras que, en los últimos estadios, son más activas de noche (Clavijo y Pérez, 2000; Estrada, 2002; Murúa et al., 2008; Casmuz et al., 2010).

Posteriormente, emergen del huevecillo en forma de larva, la duración de esta segunda etapa es de 17 a 32 días, distribuidos en siete instares o etapa larval. Este estadio es el de mayor importancia, pues se alimenta del cogollo de la planta o de las hojas nuevas, produciendo defoliaciones extensas que causan enormes pérdidas. El tercer instar es uno de los que más atacan y comprometen a los cultivos de maíz; se estima que, para completar su desarrollo, un individuo de *S. frugiperda* consume en promedio 179.7 cm<sup>2</sup> de superficie foliar de hojas de maíz hasta el sexto instar, en donde pueden actuar como cortadoras de las plantas a nivel del suelo durante la noche. Este comportamiento es más severo en áreas y periodos de clima seco. En el séptimo instar, la larva deja de comer y comienza su transformación a pupa. En esta etapa se observan cambios en tamaño, procesos hormonales, de comportamiento y morfológicos, como consecuencia del cambio de mudas. Las larvas pueden pasar inadvertidas en el cultivo y es hasta que alcanzan los 20 o 25 mm cuando son detectadas por la defoliación ocasionada en la planta hospedera.

Se estima que en plantas del cultivo de maíz pueden presentar hasta ocho generaciones sin entrar en estado de diapausa, como lo hacen otros artrópodos para sobrevivir a las bajas temperaturas (Busato et al., 2005; Meagher y Nagoshi, 2004). La morfología en este estadio presenta variaciones; Godfrey (1987) estableció alrededor de 21 caracteres morfológicos detallados de las larvas para dicha identificación, indicando que durante los primeros instares se pueden apreciar larvas de color verde con manchas y líneas dorsales negras que van cambiando a verde olivo o

canela. Longitudinalmente, se aprecian líneas dorsales blanco-amarillentas, cuatro pináculos negros en la parte dorsal del octavo segmento abdominal distribuido con forma de cuadrado y una sutura epicraneal en forma de “Y” invertida de color amarillo, muy característica de la especie. Sus suturas no alcanzan el triángulo vertical. Las mandíbulas presentan el primer y segundo diente más grande que el otro, aunque pueden existir variaciones en el color de acuerdo con el alimento (Estrada, 2002; Leiva, 2014; Rodríguez-Soto et al., 2018; Guzmán et al., 2016).

La tercera etapa es el estado de pupa, con una duración de 6 a 13 días. En los primeros dos, se forma una prepupa que se entierra en el suelo a una profundidad de 3 a 5 cm donde crea una cámara pupal ovalada y con una longitud de 20 a 30 mm, en ella permanecerá de 7 a 13 días hasta emerger en forma de polilla adulta. La duración puede variar de acuerdo con factores ambientales como la temperatura y humedad, por ejemplo, el ciclo puede extenderse hasta 20 o 30 días durante el invierno. Las pupas miden 14-18 mm de longitud y 4.5 mm de ancho, presentan un color rojizo que se oscurece cuando están próximas a emerger. La cuarta etapa es en el estadio de adulto o palomilla, en ellas se observa dimorfismo sexual, los detalles clave de las características morfológicas de las polillas adultas fueron proporcionados por Todd y Poole (1980) y revisados por Pogue (2002).

Entre ellos, la hembra presenta un mayor tamaño, coloración parda y en sus alas anteriores no se vislumbran manchas violáceas como las que caracterizan al macho, sino alas de color café claro con manchas beige. Los machos presentan manchas blanquecinas triangulares en la punta y cerca del centro del ala anterior, este estadio dura de 6 a 21 días (Soto-Alcalá, 2008; Bertolaccini et al., 2010). La hembra oviposita un promedio de  $1\,044 \pm 392$  huevecillos por ciclo y anualmente se estima una puesta de entre 1 500 y 2 000 huevecillos por hembra, aunque este comportamiento está delimitado por factores como la temperatura. En África, se ha demostrado una alta fecundidad con puestas de hasta 2 000 huevecillos, mientras que en China e India ovipositan 1 060 y 1 323 huevos cuando se alimentan con plántulas de maíz (Jing et al., 2021).

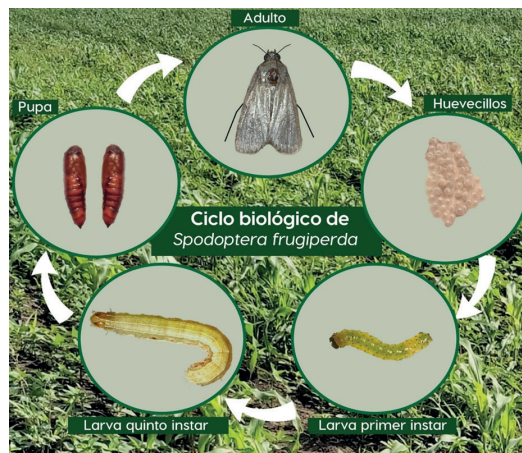


Figura 1. Ciclo biológico de *Spodoptera frugiperda*

Fuente: elaboración propia.

## Plantas hospederas

Otra característica de esta plaga es su preferencia alimentaria, *S. frugiperda* es un insecto polífago con gran poder de adaptación a diferentes condiciones climáticas y rangos de hospederos, lo que permite una amplia distribución geográfica. De acuerdo con distintas revisiones literarias, este insecto puede presentar preferencia por una variedad de plantas hospederas, por ejemplo, es una plaga clave masticadora de tejido vegetal de plantas gramíneas, aunque su principal hospedero es el maíz (*Zea mays* L., Poaceae). En las plántulas, *S. frugiperda* ataca en el estadio de larva introduciéndose en el cogollo de la planta, alimentándose de los brotes tiernos, en los primeros tres instares actúa como un raspador que se alimenta de la epidermis de las hojas, ocasionando un daño de ventanilla en las hojas y en infestaciones severas puede destruir el cogollo y generar pérdidas en la producción; en la plántula también pueden alimentarse de los granos, panojas tiernas, frutos y follajes (Montezano, 2018).

Se han identificado en el continente americano hasta 186 plantas hospederas por las cuales muestra preferencia *S. frugiperda*, estas pertenecen a 46 familias entre las que sobresalen Poaceae, Fabaceae, Solanaceae, Asteraceae, Rosaceae y Chenopodiaceae con 35.5 %, 11.3 %, 4.3 %, 4.3 %, 3.7 % y 3.7 % respectivamente, las cuales están distribuidas en un 64 % en el norte y centro de América, con un 85 % en Sudamérica. Los principales hospedantes son: maíz (*Zea mays* L.), sorgo (*Sorghum bicolor* (L.) Moench), cacahuete (*Arachis hypogaea* L.), caña de azúcar (*Saccharum officinarum*), arroz (*Oryza sativa*), frijol (*Phaseolus vulgaris*), algodón

(*Gossypium hirsutum*), soya (*Glycine max*), chile (*Capsicum annum*), cebolla (*Allium cepa*), alfalfa (*Medicago sativa*), tomate (*Solanum lycopersicum*), lino (*Linum usitatissimum*), papa (*Solanum tuberosum*), zacate grama (*Cynodon dactylon*) (Bautista, 2006; Casmuz et al., 2010). Las larvas de la plaga causan daños en cultivos, pero también en plantas ornamentales como crisantemos, geranios, claveles, así como en diferentes especies de malezas (Montezano et al., 2018).

Las larvas son las que más daños ocasionan en cultivos como el maíz y sorgo, disminuyendo hasta en un 30 % la producción del cultivo (Aguirre et al., 2016), también se han reportado en plantas forrajeras, de fibras y hortalizas (Ishtiaq et al., 2014; Pogue 2002; Arispe-Vásquez et al., 2021); y se han reconocido como una de las principales plagas agrícolas en el continente americano desde 1594 (Ashley et al., 1989). Los daños son visibles en las hojas, principalmente en estado vegetativo (Figura 2), reduciendo la capacidad fotosintética de la planta y, en consecuencia, el rendimiento del grano (Lima et al., 2010). En estado larval consume tejido foliar y en un mismo ciclo de cultivo pueden desarrollarse más de dos generaciones (Ramírez-Cabral et al., 2020). Por otra parte, *S. frugiperda* ha mostrado a través de análisis comparativos genómicos, una elevada proporción de genes asociados a la adaptabilidad de hospederos (23 genes), entre los que sobresalen genes moduladores de los receptores acoplados a proteínas G, responsables de la percepción de los sabores y selección de alimentos-moduladores de la enzima acetaldehído oxidasa, responsable de la desintoxicación, comportamiento invasivo y expansión territorial (Cui et al., 2020).

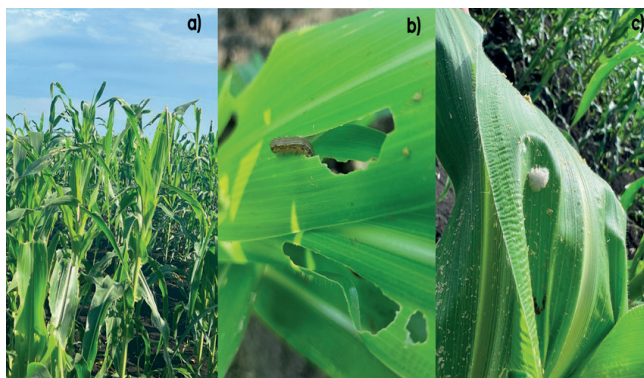


Figura 2. Daño ocasionado en cultivos de maíz por larvas de *Spodoptera frugiperda*. a) Imagen de daños ocasionados a plántulas de maíz en campos Tamaulipecos. b) Larva de gusano cogollero alimentándose de planta de maíz. c) Masa de huevecillos depositados en hoja de cultivo de maíz

Fuente: elaboración propia.

## Importancia económica

Este organismo es una plaga presente casi todo el año, genera pérdidas económicas y bajos rendimientos en la producción de los agroalimentos, ocasionando que se lleven a cabo de tres a cuatro aplicaciones químicas que aumentan los costos de producción y generan daño al ambiente. Además, el uso desmedido de los insecticidas químicos ha contribuido al desarrollo de resistencia en las poblaciones del gusano cogollero tratadas. Se estima que, en África, en 2021, aumentaron de cuatro a seis veces las dosis de insecticida que habitualmente eran aplicadas. De esta forma, el deterioro promedio en las mazorcas fue de 1.64 en la escala de Davis (Casmuz et al., 2010; Nava- Pérez, et al., 2012; Yaméogo et al., 2024).

Por otra parte, el daño causado representa reducciones sobresalientes en la producción, siendo así una de las causas de pérdida económica más importantes en algunos cultivos. Por ejemplo, se estima que es en la plaga de maíz donde se producen las mayores pérdidas en el trópico y neotrópico, generando hasta un 54.5 % de disminución en el rendimiento de grano y de un 20 a 50 % de pérdida de la siembra total, sobre todo si el ataque se da en periodos cercanos a la etapa de floración. La importancia del daño radica en la abundancia de la población y la edad; aunque se puede presentar el daño a la plántula desde la nacencia del cultivo, se ha observado que plantas con altura de 12 hasta 40 cm representan las etapas críticas de daño, dejando claro que la afección será mayor mientras más joven sea la planta (Batista-Pereira et al., 2006).

En África, hubo daños del 41.4 % equivalentes a 9 400 millones de dólares en 2021, mientras que en América se perdió hasta el 73 % de rendimiento en estos cultivos durante 2017 (Yaméogo et al., 2024). Las pérdidas anuales en Estados Unidos por ataque de gusano cogollero han fluctuado desde 1979 con un costo de USD \$ 300 millones de dólares hasta USD \$ 500 millones en infestaciones altas. Para el 2009, el gasto de inversión para el control de brotes de *S. frugiperda* en Brasil se estimaba en 600 millones, lo que equivale a 40 dólares por hectárea (Wild, 2017); para el 2016 fue informada una pérdida de rendimiento promedio anual de USD \$ 400 millones. La reciente invasión del gusano cogollero en África podría causar pérdidas en cultivos de maíz, arroz, sorgo y caña de azúcar de hasta USD \$ 13 000 millones de dólares estadounidenses (Overton, 2021; Tay et al., 2022).

A nivel mundial las pérdidas económicas se estiman en hasta un 73 % de daños graves en cultivos de maíz en países en desarrollo (Wu et al., 2021). Por otra parte, a nivel nacional, los cultivos agrícolas más importantes en los que se puede hospedar este insecto, son: maíz, sorgo, cacahuete, caña de azúcar, arroz, frijol, algodón, soya, chile, cebolla, alfalfa, jitomate y papa. Se ha registrado su presencia en zonas de riego en Durango, con pérdidas de 2.10 ton/ha, unos USD

\$ 480.39 por hectárea. En zonas temporales, los daños son de 0.29 ton/ha, una pérdida económica de USD \$ 66 por ha. En Zacatecas, la plaga más importante para el maíz también es *S. frugiperda*, la cual reportó una superficie infestada con la plaga de 453 hectáreas de las 559.5 destinadas a la siembra de maíz, con un rango de infección por sitio que va del 35-95 % (Senasica, 2011). En Tamaulipas, las condiciones climatológicas son favorables para la proliferación del gusano cogollero, llegando a causar pérdidas de más de 2 ton/ha (Castillo et al., 2015). Para el 2016, la reducción de rendimientos en cultivos de maíz fue del 30 % y se indicó que una infestación no controlada puede alcanzar hasta una reducción del 60 % de las plántulas (Aguirre et al., 2016).

## Comportamiento sexual

El comportamiento sexual ha sido de interés en las investigaciones, debido a la capacidad invasora y adaptabilidad de esta plaga, ya que su corto periodo generacional, su alta fecundidad, la ausencia de diapausa y la presencia de biotipos son factores determinantes de esta especie invasora. La hembra es la que realiza la atracción liberando una feromona sexual específica que suelta compuestos volátiles como (Z)-9-tetradecenilo (Z9-14:OAc), el componente principal; acetato de (Z)-7-dodecenilo (Z7-12:OAc), el secundario crítico de la feromona sexual; y acetato de (Z)-11-hexadecenilo (Z11-16:OAc) y Z9-12:OAc como componentes menores que son percibidos por el macho (Tay et al., 2023).

En esta especie, se ha observado diversidad genética en el apareamiento y la selectividad hospedera. Entre las cepas de maíz y arroz, se han observado barreras de aislamiento precigótico y postcigótico con patrones diferenciales del llamado y la cópula de las hembras durante la noche. Las hembras de maíz tienden a reproducirse las primeras horas de la noche, mientras la cepa arroz en la madrugada. Los apareamientos entre hembras de maíz y machos de arroz, son menores que los de hembras de arroz y machos de maíz; mientras que cepas híbridas son sexualmente inactivas (Nagoshi et al., 2006). Asimismo, se han observado diferencias reproductivas a nivel laboratorio entre ambas cepas, asociadas a la preferencia hospedera, reportándose mayor oviposición durante las primeras etapas fenológicas, indicando mayor número de puestas en la etapa vegetativa tardía que en la etapa reproductiva del maíz (Tay et al., 2023).

## Conclusión

A pesar de que *S. frugiperda* es una plaga que se alimenta de una gran variedad de plantas, no todas constituyen hospederos preferenciales, pero su fácil adaptabilidad a las diferentes condiciones ambientales bajo circunstancias puntuales, como ausencia de un cultivo preferencial y condiciones climáticas adversas, hacen a esta plaga masticadora una problemática de importancia mundial para el agricultor y sobre todo para la producción de maíz. La importancia económica y ambiental por ataque de *S. frugiperda* radica en las pérdidas que ocasiona a los cultivos y los costos de control, también por la contaminación producida por los agroquímicos empleados y su difícil descomposición en los ecosistemas agrícolas. La comprensión sobre sus hábitos y preferencias son herramientas para establecer estrategias de control, dados los problemas de seguridad alimentaria que ha causado su expansión en continentes no endémicos. Es necesario comprender el comportamiento, la biología y los mecanismos de invasión para el control de especies invasoras como *S. frugiperda*, con el objetivo de mitigar daños ambientales y pérdidas económicas.

## Referencias

- Aguirre, L., Hernández-Juárez, A., Flores, M., Cerna, E., Landeros, J., Frías, G. et al. (2016). Evaluation of foliar damage by *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) to genetically modified corn (Poales: Poaceae) in México. *Florida Entomologist*, 99(2), 276-280. <https://doi.org/10.1653/024.099.0218>
- Arispe-Vázquez, J. L., Aguirre-Urbe, L. A., Castro-Del-Ángel, E., Ochoa-Fuentes, Y. M., Cerna-Chávez, E. y Hernández-Juárez, A. (2021). Natural resistance of native and commercial maize to fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*, and corn earworm, *Helicoverpa zea*, and their relationship with ear rot. *The Southwestern Entomologist*, 46(4), 813-824. <https://doi.org/10.3958/059.046.0402>
- Ashley, T. R., Wiseman, B. R., Davis, F. M. y Andrews, K. L. (1989). The fall armyworm: a bibliography. *Florida Entomologist*, 72(1), 152-202. <https://doi.org/10.2307/3494982>
- Bakry, M. M. y Abdel-Baky, N. F. (2024). Impact of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) infestation on maize growth characteristics and yield loss. *Brazilian Journal Biology*, 84, 1-10. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.274602>
- Bautista, M. N. (2006). *Insectos plaga: Una guía ilustrada para su identificación*. Colegio de Postgraduados.
- Batista-Pereira, L., Stein, K., de Paula, A., Moreira, J., Cruz, I., Figueiredo, M. et al. (2006). Isolation, identification, synthesis, and field evaluation of the sex pheromone of the Brazilian population of *Spodoptera frugiperda*. *Journal of Chemical Ecology*, 32(5), 1085. <https://doi.org/10.1007/s10886-006-9048-5>
- Bertolaccini, I., Bouzo, C., Larsen, N. y Favaro, J. (2010). Especies del género *Euxesta* (Diptera: Ulidiidae (= Otitidae)) plagas de maíces dulces Bt en la provincia de Santa Fe, Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 69(1-2), 123-126.
- Busato, G., Grützmacher, A., Garcia, M., Giolo, F., Zotti, M. y Stefanello, J. (2005). Compared biology of *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) populations in corn and rice leaves. *Neotropical Entomology*, 34(5), 743-750. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2005000500005>
- Casmuz, A., Juárez, M., Socías, M., Murúa, M., Prieto, S., Medina, S. et al. (2010). Revisión de los hospederos del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 69(3-4), 209-231.
- Castillo, H., Loera, J., Almeyda, I. H. y Espinoza, M. (2015). Control del gusano cogollero del maíz. (*Boletín Electrónico* año 1, No.3). Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Pecuarias. <http://www.inifapcirne.gob.mx/Eventos/2015/Boletin%20Electronico%20V1,%20No.3.pdf>
- Clavijo, S. y Pérez, G. (2000). Protección y sanidad vegetal: Insectos plagas del maíz. En N. H. Fontana y N. C. González. (Eds.), *El maíz en Venezuela* (pp. 345-361). Fundación Polar.

- Cui, Y., Ren, Y., Lyu, M., Zheng, S., Feng, Q. y Xiang, H. 2020. Genomic divergences between the two polyphagous *Spodoptera* relatives provide cues for successful invasion of the fall armyworm. *Insect Science*, 27, 1257-1265. <https://doi.org/10.1111/1744-7917.12738>
- Estrada, A. J. (2002). *Pastos y forrajes para el trópico colombiano*. Universidad de Caldas.
- Guzmán, D., Rodríguez, J. y Valencia, S. (2016). *Identificación de estadios larvales de lepidópteros- Plaga de Maíz*. Centro de Investigación de Agricultura Tropical (CIAT).
- Ishtiaq, M., Razaq, M., Saleem, M. A., Anjum, F., Ane, M. N., Raza, A. M. et al. (2014). Stability, cross-resistance and fitness costs of resistance to emamectin benzoate in a re-selected field population of the beet armyworm, *Spodoptera exigua* (Lepidoptera: Noctuidae). *Crop Protection*, 65(1), 227-231. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2014.08.007>
- Jing, W., Huang, C., Li C., Zhou H., Ren, Y., Li, Z. et al. (2021). Biology, invasion and management of the agricultural invader: Fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Journal of Integrative Agriculture*, 20(3), 646-663. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(20\)63367-6](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(20)63367-6)
- Johnson, S. J. (1987). Migration and the life history strategy of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* in the western hemisphere. *Insect Science and its Applications*, 8(4), 543-549. <https://doi.org/10.1017/S1742758400022591>
- Kumar, H. y Mihm, J. A. (2002). Fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae), southwestern corn borer (Lepidoptera: Pyralidae) and sugarcane borer (Lepidoptera: Pyralidae) damage and grain yield of four maize hybrids in relation to four tillage systems. *Crop Protection*, 21(2), 121-128. [https://doi.org/10.1016/S0261-2194\(01\)00071-0](https://doi.org/10.1016/S0261-2194(01)00071-0)
- Leiva, D. (2014). *Oruga militar tardía* Spodoptera frugiperda. Instituto Nacional de Tecnología Agraria.
- Lima, M., Oliveira, J. V., Gondim-Jr., M., Marques, E. y Correia, A. (2010). Bioatividade de formulações de NIM (*Azadirachta indica* A. Juss, 1797) e de *Bacillus thuringiensis* subsp. aizawai em lagartas de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). *Ciência e Agrotecnologia*, 34, 1381-1389. <https://doi.org/10.1590/S1413-70542010000600004>
- Meagher, R. y Nagoshi, R. (2004). Population dynamics and occurrence of *Spodoptera frugiperda* host strains in Southern Florida. *Ecological Entomology*, 29(5), 614-620. <https://doi.org/10.1111/j.0307-6946.2004.00629.x>
- Méndez, W., Valle, J., Ibarra, J., Cisneros, J. P. y Williams, T. (2002). Spinosad and nucleopolyhedrovirus mixtures for control of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in maize. *Biological Control*, 25(2), 195-206.

- Montezano, D., Specht, A., Sosa-Gómez, D., Roque-Specht, V., Sousa-Silva, J. C., Paula-Moraes, S. et al. (2018). Host Plants of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in the Americas. *African Entomology*, 26(2), 286-300. <https://doi.org/10.4001/003.026.0286>
- Murúa, M., Vera, M., Abraham, S., Prieto, S., Head, G. y Willink, E. (2008). Fitness and mating compatibility of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) populations from different host plant species and regions in Argentina. *Annals of the Entomological Society of America*, 101(3), 639-649.
- Nava-Pérez, E., García-Gutiérrez, C., Camacho-Báez, J. y Vázquez-Montoya, E. (2012). Bioplaguicidas: una opción para el control biológico de plagas. *Revista de Sociedad, Cultura y Desarrollo Sustentable*, 8(3), 17-29.
- Nagoshi, R., Meagher, R., Nuessly, G. y Hall, D. (2006). Effects of fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) interstrain mating in wild populations. *Environmental Entomology*, 35(2), 561-568. <https://doi.org/10.1603/0046-225X-35.2.561>
- Overton, K., Maino, J., Day, R., Umina, P., Bett, B., Carnovale, D. et al. (2021). Impactos globales de cultivos, pérdidas de rendimiento y umbrales de acción para el gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*): una revisión. *Crop Protection*, 145, 1-15.
- Pogue, G. M. (2002). A world revision of the genus *Spodoptera gueneé* (Lepidoptera: Noctuidae). *Memoirs of the American Entomological Society*. Norman E. Woodley.
- Ramírez-Cabral, N., Medina-García, G. y Kumar, L. (2020). Increase of the number of broods of fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*) as an indicator of global warming. *Revista Chapingo Serie Zonas Áridas*, 19(1), 1-16. <https://doi.org/10.5154/r.rchsa.2020.11.01>
- Rodríguez-Soto, J., Salazar-Castillo, M. y Contreras-Quñones, M. (2018). Efecto de diferentes surfactantes sobre larvas III de *Spodoptera frugiperda* Smith bajo condiciones de laboratorio y de campo. *Arnaldoa*, 25(3), 1041-1052. <http://doi.org/10.22497/arnaldoa.253.25315>
- Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria [SENASICA]. (2011). *Programa de trabajo de la compañía manejo fitosanitario del maíz a operar con recursos del componente de sanidades y el de prevención y manejo de riesgos*. Durango. Gobierno de México. <http://publico.senasica.gob.mx/>
- Soto-Alcalá, J. (2008). *Caracterización molecular de aislamiento de Beauveria bassiana y Metarhizium anisopliae y evaluación de su toxicidad sobre gusano cogollero del maíz Spodoptera frugiperda* [Tesis de maestría, Instituto Politécnico Nacional]. Repositorio Institucional IPN. <https://tesis.ipn.mx/jsui/handle/123456789/3805>

- Tay, W., Rane, R., Padovan, A., Walsh, T., Elfekih, S., Downes, S. et al. (2022). Global population genomic signature of *Spodoptera frugiperda* (fall armyworm) supports complex introduction events across the Old World. *Communications Biology*, 5(1), 297. <https://doi.org/10.1038/s42003-022-03230-1>
- Villa, M. y Catalán, E. (2004). Determinación de estadios larvales de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) para la construcción de un modelo de predicción. *Folia Entomológica Mexicana*, 43(3), 307-312.
- Wild, S. (2017). African countries mobilize to battle invasive caterpillar. *Nature*, 543(7643), 13-14. <https://doi.org/10.1038/nature.2017.21527>
- Yaméogo, S. I., Latévi, K., Ouattara, D., Agboyi, L., Dabiré, R. y Zallé, S. et al. (2024). Level of damage and yield losses associated with the fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*) on maize (*Zea mays*), millet (*Pennisetum glaucum*) and sorghum (*Sorghum bicolor*) on station in Burkina Faso. *Crop Protection*, 182(1), 1-10. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2024.106743>
- Wu, P., Wu, F., Fan, J. y Zhang, R. (2021). Potential economic impact of invasive fall armyworm on mainly affected crops in China. *Journal of Pest Science*, 94(4), 1065-1073. <https://doi.org/10.1007/s10340-021-01336-9>

# Ecología: distribución y dinámica poblacional

Nohemí Niño García<sup>1</sup>  
María Cruz Juárez Aragón<sup>2</sup>  
José María Canales Niño<sup>3</sup>

## Introducción

El término de dinámica poblacional hace referencia a los factores que afectan las densidades de poblaciones. En el caso de insectos plaga, es una herramienta necesaria para considerar estrategias adecuadas de control. Las variaciones estacionales o la alteración de patrones climáticos son las principales determinantes en su dispersión y desarrollo; estados fenológicos, número de generaciones por año, densidad, tamaño y composición genética de la población; su comportamiento reproductivo y de explotación de hospederos (Karuppaiah y Sujayanad, 2012; Skendžić et al., 2021; Schneider y Rasmann, 2022). En este sentido, el conocimiento holístico de las bases ecológicas de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) puede permitir el desarrollo de nuevas estrategias de manejo y el fortalecimiento de las ya existentes. Sin embargo, hay que considerar los escenarios cambiantes recientes respecto a la condición climática.

La ecología de la distribución y dinámica poblacional de *S. frugiperda* es de suma importancia en el contexto de la agricultura mundial. El gusano cogollero (*S. frugiperda*) es un insecto considerado como plaga polífaga por la capacidad para causar daños a una variedad de cultivos, convirtiéndose en un azote devastador en numerosas regiones del mundo. Su preferencia alimentaria en hospederos agrícolas ha ocasionado una gran preocupación debido a la disminución en la producción, pérdidas económicas y aumento en su rango de distribución en nuevas áreas, lo cual implica un riesgo a la seguridad alimentaria (He et al., 2020). *S. frugiperda* es un insecto adaptado a condiciones tropicales y a un relieve agroclimático muy diverso en América. Además, muestra un patrón de adaptación bastante amplio, con una gran capacidad para migrar de plantas hospedantes (Casmuz et al., 2010; Montezano et al., 2018; Harrison et al., 2019; Wan et al., 2021).

<sup>1</sup> Unidad Académica Multidisciplinaria Mante, Universidad Autónoma de Tamaulipas (UAT).  
Correo: [nnino@docentes.uat.edu.mx](mailto:nnino@docentes.uat.edu.mx)

<sup>2</sup> Instituto de Ecología Aplicada, Universidad Autónoma de Tamaulipas.

<sup>3</sup> Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia “Dr. Norberto Treviño Zapata”, UAT.

## Hábitat y hospederos

El hábitat de *S. frugiperda* se ha generalizado en todo el mundo, por su condición de especie cosmopolita y de hábitos migratorios. Dentro de los principales hospederos se encuentran el maíz (*Zea mays* L.), soya (*Glycin max* L. Merrill), algodón (*Gossypium hirsutum*), arroz (*Oryza sativa*), caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.), sorgo (*Sorghum bicolor* L.), entre otros. De acuerdo con Montezano et al. (2018), existen 353 plantas hospederas de larvas de *S. frugiperda* pertenecientes a 76 familias de plantas, principalmente a la familia Poaceae (106 spp), a la familia Asteraceae (31 spp) y a la familia Fabaceae (31 spp).

## Distribución geográfica

El gusano cogollero es una de las plagas más cosmopolita a nivel mundial. *Spodoptera frugiperda* es una especie con hábitos migratorios, de extensa variación anual e incrementos considerables en sus poblaciones a través de los años (Salas y García, 2018). Ha sido detectada en 137 países alrededor del mundo (EPPO, 2023).

De acuerdo con la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, este insecto es la principal plaga del maíz, no solo en áreas endémicas de las regiones tropicales y subtropicales, sino en países donde no se manifestaba, representando una amenaza para la seguridad alimentaria. Además, el insecto puede trasladarse hasta más de 100 km por noche. En la Figura 1 se compara la distribución geográfica de *S. frugiperda* en 2019 y 2023.



Figura 1. Comparativa de la distribución mundial de *Spodoptera frugiperda* del 2019 a la actualidad. Créditos EPPO, 2023 (última actualización, 2023-07-26)

Fuente: elaboración propia.

En el continente africano, tiene presencia en cerca de 50 países; cuatro de ellos con una distribución amplia (Egipto, Gabón, Ghana y Togo) y otros ocho con distribución restringida. Esta plaga es de importancia económica, por lo que se requiere investigar sus hábitos de alimentación, reproducción y tolerancia a insecticidas (Njuguna et al., 2021; Tepa-Yotto et al., 2022; Jiang et al., 2022).

En los últimos años, se informaron brotes masivos de *S. frugiperda* en países como Kenia, Tanzania, Zambia, Zimbabue, Sudáfrica y otros. Se registraron pérdidas significativas en cultivos de maíz, sorgo, arroz y otros cereales (Baloch et al., 2020; Jiang et al., 2022; Tay et al., 2022). Los agricultores enfrentaron dificultades para controlar la plaga debido a su rápida reproducción y capacidad para desarrollar resistencia a los insecticidas.

En Asia se ha detectado presencia en 26 países, debido a las preferencias específicas de la plaga por ciertos cultivos, las condiciones de crecimiento favorables y la capacidad de dispersión, como es el caso de Filipinas (Navasero et al., 2019) y 11 países con distribución restringida, como China, India, Indonesia, Israel, Jordania, Myanmar, Nepal, Pakistán, Arabia Saudita, Siria, Tailandia y Emiratos Árabes Unidos. En este continente, al igual que en el africano, se ha esparcido la plaga con daños económicos en la producción de arroz, con predicciones de distribución en zonas de cultivos de trigo y maíz (Baloch et al., 2020; Tay et al., 2022; Jiang et al., 2022).

Es una plaga cuarentenaria de la Unión Europea (UE) de prioridad regulada. Los Estados miembros están obligados a realizar prospecciones anuales para su detección. Estas medidas emergentes se basan en impedir su aparición, actuar con rapidez para evitar la introducción, propagación y así erradicar la plaga. La implementación de medidas de contingencia ha tenido buen resultado, debido a que la plaga solo se ha manifestado en una distribución restringida en cuatro países y la erradicación total en un país (EFSA, 2020). España y Turquía son de distribución restringida, en Chipre se han dado pocas ocurrencias, en Alemania se ha erradicado y en Eslovenia no se ha detectado (EFSA, 2020).

En Oceanía, la plaga encontró acceso a una amplia variedad de recursos, además de las condiciones óptimas para una dispersión rápida a partir de su primer registro de presencia en 2016, afectando principalmente cultivares de maíz. Su presencia se ha detectado en seis países: Australia, Nueva Caledonia, Nueva Zelanda, Isla Norfolk, Nueva Guinea e Islas Salomón. En Australia, existen áreas con distribución amplia y restringida. Sin embargo, sus condiciones climáticas estacionales propician la presencia de esta plaga durante todo el año (Tay et al., 2022).

La distribución de *S. frugiperda* en el continente americano abarca una amplia gama de regiones, mostrando su adaptabilidad y capacidad para establecerse en diferentes ambientes. Está presente en varios países de Norteamérica, incluyendo Estados Unidos, Canadá y México (Paredes-Sánchez et al., 2021). Se ha reportado en 46 países, en cuatro con distribución amplia (Ecuador, Martinica, México y Uruguay), dos de distribución restringida (Canadá y Chile) y pocas ocurrencias en Haití. Las principales especies que destacan para Norteamérica: maíz, soja (*Glycine max* L. Merrill), algodón, alfalfa (*Medicago sativa* L.), tomate (*Solanum lycopersicum* L.), lino (*Linum usitatissimum* L.), papa (*Solanum tuberosum* L.) y sorgo. Para Sudamérica: maíz, arroz, sorgo, poroto (*Vigna unguiculata* L.), algodón (*Gossypium hirsutum* L.) y maní (Casmuz et al., 2010; Montezano et al., 2018).

## Dinámica poblacional

Existen diversos factores que pueden afectar la dinámica poblacional de *S. frugiperda*. Dentro de los más estudiados están los diversos hospederos, la época del año, la temperatura, la humedad, y tipo de cultivo (monocultivo o policultivo) (Casmuz et al., 2010; Nava- Pérez, et al., 2012; Coyle et al., 2013; Jirón, 2019).

### La época del año

De acuerdo con su conducta en campo y su importancia económica, *S. frugiperda* está presente casi todo el año; sin embargo, las pérdidas y daños en los cultivos alimenticios están sujetos a su estado larval, que es cuando son más voraces y pueden requerir entre tres a cuatro aplicaciones químicas para su control, incrementando costos de producción y generando efectos indeseables para el ambiente y el ser humano. Sin mencionar la resistencia del insecto a químicos por su alta exposición a ellos (Casmuz et al., 2010, Nava- Pérez, et al., 2012, Salas-Araiza et al., 2018).

### Temperatura

El potencial biótico es una peculiaridad que está supeditada a la condición física de las hembras. Por otro lado, la temperatura propicia para la expresión biótica del insecto es de 26 °C, donde la hembra puede llegar a ovipositar hasta 1 500 huevecillos (Armas y Ayala, 1995), agrupados en masas que promedian de 100 a 150 huevos cada una (Murúa et al., 2008; Casmuz et al., 2010); si la temperatura se reduce o aumenta, la hembra reduce la cantidad depositada. La proporción de sexos es de 1:1, lo que al parecer es independiente del tipo de alimento (García y Clavijo, 1989; Barceló y Sánchez, 2009).

Su ciclo de desarrollo afecta la densidad poblacional (Figura 2). La susceptibilidad de adultos a temperaturas por debajo de los 10 °C favorece un aletargamiento e imposibilidad de movimiento (Coyle et al., 2013; Auad et al., 2015).

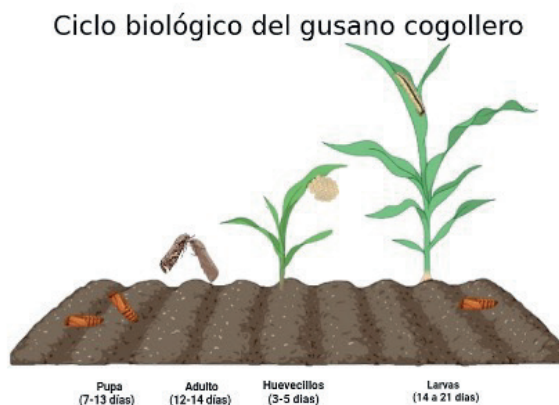


Figura 2. Ciclo biológico del gusano cogollero del maíz (*Spodoptera frugiperda*)

Fuente: elaboración propia, realizado en Microsoft®, 2025 en Paint 3D (versión 10)

### La humedad

Es otro factor importante en la densidad poblacional de este insecto, donde las poblaciones amplían la posibilidad de crecer después de un periodo de sequía, ya que, como respuesta al estrés hídrico, los contenidos nutricionales en las plantas aumentan su concentración, lo que da como resultado una rápida saciedad de los requerimientos alimenticios del insecto (Coyle et al., 2013).

### Tipo y forma del cultivo

Otra variable importante para el desarrollo del insecto es el tipo y forma de cultivo, por ejemplo, en un estudio reciente, se documentó que hay menor infestación en parcelas de policultivo (10.9 %) en relación con las de monocultivo (28.6 %). Sin embargo, se recomienda que se mantenga vegetación circundante en los alrededores de las parcelas, para evitar que el insecto entre de lleno al cultivo principal (Jirón, 2019).

## Especiación

La especiación de este organismo ha obedecido a barreras precigóticas y postcigóticas, lo que ha resultado en una coevolución con sus plantas hospederas. Para *S. frugiperda*, se ha reportado la presencia de biotipos en asociación con la planta hospedera después de un PCR-RFLP del gen citocromo oxidasa I (COI) y la región en tándem FR (For Rice) (Vélez-Arango et al., 2008), dando como resultado dos biotipos: uno respecto a la planta de maíz y otro a la planta de arroz. Un segundo estudio muestra que existe poco flujo genético entre los cultivos de maíz, sorgo y algodón en relación con el cultivo de arroz.

Las barreras precigóticas son las que impiden que especies no puedan aparearse, lo que en este lepidóptero están en función de la reclusión temporal, el aislamiento por diferenciación de hábitat o recurso, o en su caso por diferenciación etológica. Saldamando-Benjumea et al. (2014) reportan el casi inexistente apareamiento de hembras de maíz con machos del biotipo de arroz.

Las segundas barreras se acentúan cuando existe mortandad de los cigotos de la especie, la inviabilidad de los híbridos o en su caso su esterilidad. Para esta especie, las generaciones híbridas resultantes entre estos apareamientos presentan una disminución en el éxito reproductivo (Velásquez-Vélez et al., 2011), respectivamente. Los biotipos de este insecto también presentan diferencias significativas en la tolerancia a insecticidas (Ríos-Diez y Saldamando-Benjumea, 2011).

La especiación de *S. frugiperda* se consideraría en las primeras fases, debido a que los biotipos aún no son exclusivos de la planta del maíz o del arroz. Todavía faltan estudios genéticos completos que diluciden la exclusividad de los biotipos. A la fecha, hay avances en el conocimiento de su potencial, el área real de distribución y las condiciones bióticas preferenciales por el insecto.

## Referencias

- Armas., J. y Ayala, J. (1995) *Metodología para la cría continua de Spodoptera frugiperda*. En J. Smith. (Ed.), *Dieta artificial* (pp. 78-85). Centro Agrícola.
- Auad, A., Silva, S., Santos, J. y Vieira, T. (2015). Impact of fluctuating and constant temperatures on key life history parameters of *Sipha flava* (Hemiptera: Aphididae). *Florida Entomologist*, 98(2), 424-429. <https://www.jstor.org/stable/i24585624>
- Ávila-Martínez, D., Cervantes-Ortiz, F., Rodríguez-Pérez, G., Gámez-Vázquez, A. J., García-Rodríguez, J. G. y Mendoza-Elos, M. (2023). Daño y dinámica poblacional del gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*) en líneas élite de maíz. *Agronomía Mesoamericana*, 34(3), 1-12. <https://www.scielo.sa.cr/pdf/am/v34n3/2215-3608-am-34-03-53809.pdf>
- Ayala, R., Navarro, F. y Virla, E. (2013). Evaluation of the attack rates and level of damages by the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), affecting corn-crops in the northeast of Argentina. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias*, 45(2), 1-12. [https://bdigital.uncu.edu.ar/objetos\\_digitales/6006/t45-2-01-ayala.pdf](https://bdigital.uncu.edu.ar/objetos_digitales/6006/t45-2-01-ayala.pdf)
- Baloch, M., Fan, J., Haseeb, M. y Zhang, R. (2020). Mapeo de la distribución potencial de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) en Asia central. *Insectos*, 11(3), 172. <https://doi.org/10.3390/insects11030172>
- Barceló, A. y Sánchez, D. (2009). Influencia de una dieta natural en el potencial reproductivo de *Spodoptera frugiperda* en condiciones de laboratorio. *Centro Agrícola*, 36(3), 5-8. <https://biblat.unam.mx/hevila/Centroagricola/2009/vol36/no3/1.pdf>
- Benjumea, C. (2010). Especiación en lepidópteros: *Spodoptera frugiperda* un caso particular de especiación simpátrica. *Boletín del Museo Entomológico*, 2(4), 1-18. <https://ciencias.medellin.unal.edu.co/museos/entomologico/images/Boletin/2010-12/3.pdf>
- BioRender. (2025). *Ciclo biológico del gusano cogollero*. <https://biorender.com>
- Casmuz, A., Juárez, M., Socías, M., Murúa, M., Prieto, S., Medina, S. et al. (2010). Revisión de los hospederos del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 69(3-4), 209-231.
- Coyle, D., Pickering, J., Dyer, K., Lehman, F. R., Mohan, J. y Gandhi, K. J. (2013). Dynamics of an unprecedented outbreak of two native moth species, *Cissusa spadix* and *Phoberia atomaris* (Lepidoptera: Noctuidae), on oak trees (*Quercus* spp.) in the Southeastern United States. *American Entomologist*, 59(2), 82-94. <http://dx.doi.org/10.1093/ae/59.2.82>
- Day, R., Abrahams, P., Bateman, M., Beale, T., Clotey, V., Cock, M. et al. (2017). Gusano cogollero: impactos e implicaciones para África. *Perspectivas sobre el Manejo de Plagas*, 28(5), 196-201. [cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/20183058906](https://doi.org/10.5555/20183058906)

- Early, R., González-Moreno, P., Murphy, S. T. y Day, R. (2018). Previsión del alcance mundial de la invasión de la plaga de los cereales *Spodoptera frugiperda*, el gusano cogollero. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 69(3-4), 209-231. <https://doi.org/10.1101/391847>
- EPPO Global Database. (2023). *Spodoptera frugiperda* (LAPHFR). <https://gd.eppo.int/taxon/LAPHFR/distribution>
- Gallardo, F. (2024). *Identificación molecular y análisis filogenético de Baculovirus asociados a infección en Spodoptera frugiperda (Lepidoptera: Noctuidae)* [Tesis de maestría, Universidad Autónoma de Querétaro]. Repositorio Institucional UAQ. <https://ri-ng.uaq.mx/handle/123456789/9966>
- García, J. L. y Clavijo, S. (1989). Efecto de la alimentación sobre la duración y sobrevivencia de las fases de larvas, prepupa y pupa de *Spodoptera frugiperda*. J. E. (Smith). *Boletín Entomológico Venezolano*, 36(3), 28-35.
- Harrison, R., Thierfelder, C., Baudron, F., Chinwada, P., Midega, C., Schaffner, U. et al. (2019). Opciones agroecológicas para el manejo del gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda* JE Smith): proporcionar soluciones de bajo costo y amigables para los pequeños agricultores para una plaga invasora. *Revista de Gestión Ambiental*, 243, 318-330. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2019.05.011>
- He, H., Qin, X., Dong, F., Ye, J., Xu, C., Zhang, H. et al. (2020). Synthesis, characterization of two matrine derivatives and their cytotoxic effect on Sf9 cell of *Spodoptera frugiperda*. *Scientific Reports*, 10(1), 17999. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-75053-1>
- Jiang, S., He, L., He, W., Zhao, H., Yang, X., Yang, X. et al. (2022). Efectos de la irradiación de rayos X en la aptitud de la plaga invasora establecida gusano cogollero *Spodoptera frugiperda*. *Ciencia del Manejo de Plagas*, 78(7), 2806-2815. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(21\)63621-3](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(21)63621-3)
- Jing, D. P., Guo, J. F., Jiang, Y. Y., Zhao, J. Z., Sethi, A., He, K. L. et al. (2020). Detecciones iniciales y propagación de *Spodoptera frugiperda* invasora en China y comparaciones con otras larvas de noctuidos en campos de maíz mediante técnicas moleculares. *Ciencia de los Insectos*, 27(4), 780-790. <https://doi.org/10.1111/1744-7917.12700>
- Jirón, P. E. (2019). *Factores que afectan la dinámica poblacional de Spodoptera frugiperda (Lepidoptera: Noctuidae) en dos cultivos hospederos en Oaxaca* [Tesis de doctorado, Instituto Politécnico Nacional] Repositorio Institucional IPN. [http://literatura.ciidiroaxaca.ipn.mx/jspui/bitstream/LITER\\_CIIDIROAX/524/1/Jir%20c3%b3n%20Pablo%20E.%20c%202019.pdf](http://literatura.ciidiroaxaca.ipn.mx/jspui/bitstream/LITER_CIIDIROAX/524/1/Jir%20c3%b3n%20Pablo%20E.%20c%202019.pdf)
- Kinkar, M., Delbianco, A. y Vos, S. (2020). Ficha de estudio de plagas de *Spodoptera frugiperda*. *Autoridad Europea de Seguridad Alimentaria (EFSA)*, 17(7), 1-29. <https://efsa.onlinelibrary.wiley.com/doi/pdf/10.2903/sp.efsa.2020.EN-1895>

- Karuppaiah, V. y Sujayanad, G. K. (2012). Impact of climate change on population dynamics of insect pests. *World Journal of Agricultural Sciences*, 8(3), 240-246. <https://krishi.icar.gov.in/jspui/bitstream/123456789/3651/1/climate%20change%20insect%20pest.pdf>
- Lima, M. S., Silva, P. S., Oliveira, O. F., Silva, K. M. y Freitas, F. C. (2010). Corn yield response to weed and fall armyworm controls. *Planta Daninha*, 28(1), 103-111. <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-83582010000100013>
- Microsoft. (2025). *Paint 3D*. <https://www.microsoft.com>
- Montezano, D. G., Specht, A., Sosa-Gómez, D. R., Roque-Specht, V. F., Sousa-Silva, J. C., Paula-Moraes, S. V. et al. (2018). Host plants of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in the Americas. *African Entomology*, 26(2), 286-300. <https://doi.org/10.4001/003.026.0286>
- Nava-Pérez, E., García-Gutiérrez, C., Camacho-Báez, J. y Vázquez-Montoya, E. (2012). Bioplaguicidas: una opción para el control biológico de plagas. *Revista de Sociedad, Cultura y Desarrollo Sustentable*, 8(3), 17-29. <https://www.redalyc.org/pdf/461/46125177003.pdf>
- Navasero, M. V., Navasero, M. M., Burgonio, G. A., Ardez, K. P., Ebuenga, M. D., Beltran, M. J. et al. (2019). Detection of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) using larval morphological characters, and observations on its current local distribution in the Philippines. *The Philippine Entomologist*, 33(2), 171-184.
- Navik, O., Shylesha, A., Patil, J., Venkatesan, T., Lalitha, Y. y Ashika, T. (2021). Daños, distribución y enemigos naturales del gusano cogollero invasor *Spodoptera frugiperda* (JE smith) bajo maíz de secano en Karnataka, India. *Protección de Cultivos*, 143, 105536. <https://doi.org/10.1016/J.CROPRO.2021.105536>
- Neyra, S. y Chanducas, H. (2009). Fluctuación poblacional de *Spodoptera sp* mediante conteo en trampas de saco negro. *Revista de Biología*, 29, 1-7.
- Njuguna, E., Nethononda, P., Maredia, K., Mbabazi, R., Kachapulula, P., Rowe, A. et al. (2021). Experiencias y perspectivas sobre el manejo de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) en África subsahariana. *Revista de Manejo Integrado de Plagas*, 12(1), 1-7. <https://doi.org/10.1093/JIPM%2FPMAB002>
- Paredes-Sánchez, F. A., Rivera, G., Bocanegra-García, V., Martínez-Padrón, H. Y., Berrones-Morales, M., Niño-García, N. et al. (2021). Advances in control strategies against *Spodoptera frugiperda*. A review. *Molecules*, 26(18), 5587. <https://doi.org/10.3390/molecules26185587>

- Ramírez, A. G., Bermúdez, A. R., Cambero-Campos, O. J., Sandoval, G. R. y Navarrete, P. Y. (2024). Compatibilidad de cuatro insecticidas con parasitoides de *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) en Nayarit, México. *Bioagro*, 36(1), 61-70. <http://www.doi.org/10.51372/bioagro361.6>
- Ríos-Díez, J. D. y Saldamando-Benjumea, C. I. (2011). Susceptibility of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera. Noctuidae) strains from central Colombia to two insecticides, methomyl and lambda-cyhalothrin: a study of the genetic basis of resistance. *Journal of Economic Entomology*, 104(5), 1698-1705. <https://doi.org/10.1603/EC11079>
- Salas-Araiza, M. D., Martínez-Jaime, O. A., Guzmán-Mendoza, R., González-Márquez, M. A. y Ávila-López, Á. (2018). Fluctuación poblacional de *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) y *Spodoptera exigua* (Hubner)(Lepidoptera: Noctuidae) mediante el uso de feromonas en Irapuato. Gto. *Entomología Mexicana*, 5, 368-374.
- Saldamando-Benjumea, C. I., Estrada-Piedrahita, K., Velasquez-Velez, M. I. y Bailey, R. I. (2014). Assortative mating and lack of temporality between corn and rice strains of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera, Noctuidae) from Central Colombia. *Journal of Insect Behavior*, 27(5), 555-566. <https://doi.org/10.1007/s10905-014-9451-7>
- Schneider, L., Rebetez, M. y Rasmann, S. (2022). The effect of climate change on invasive crop pests across biomes. *Current Opinion in Insect Science*, 50, 100895. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2022.100895>
- Skendžić, S., Zovko, M., Živković, I. P., Lešić, V. y Lemić, D. (2021). The impact of climate change on agricultural insect pests. *Insects*, 12(5), 440. <https://doi.org/10.3390/insects12050440>
- Tay, W. T., Rane, R. V., James, W., Gordon, K., Downes, S., Kim, J. et al. (2022). Los bioensayos de resistencia y la caracterización alélica informan el análisis de las vías de introducción de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) en Asia y Australia. *Revista de Entomología Económica*, 115(6), 1790-1805. <https://doi.org/10.1093/jee/toac151>
- Tepa-Yotto, G. T., Chinwada, P., Rwomushana, I., Goergen, G. y Subramanian, S. (2022). Manejo integrado de *Spodoptera frugiperda* 6 años después de la detección en África: una revisión. *Current Opinion in Insect Science*, 52. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2022.100928>
- Velásquez-Vélez, M. L., Saldamando-Benjumea, C. I. y Ríos-Díez, J. D. (2011). Reproductive isolation between two populations of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera, Noctuidae) collected in corn and rice fields from central Colombia. *Annals of the Entomological Society of America*, 104(4), 826-833. <https://doi.org/10.1603/AN10164>

- Vélez-Arango, A. M., Arango, R. E., Villanueva, D., Aguilera, E. y Saldamando, C. I. (2008) Identificación de biotipos de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) mediante marcadores mitocondriales y nucleares. *Revista Colombiana de Entomología*, 34(2), 145-150.
- Wan, J., Huang, C., Li, C. Y., Zhou, H. X., Ren, Y.-L., Li, Z. Y. et al. (2021). Biología, invasión y manejo del invasor agrícola: Gusano cogollero, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Revista de Agricultura Integrativa*, 20(3), 646-663.



# Variación genética

Francisco Alejandro Paredes-Sánchez<sup>1</sup>

Omar Gutiérrez-Terrazas<sup>1</sup>

Edgar E. Lara-Ramírez<sup>2</sup>

## Introducción

*Spodoptera frugiperda* es una plaga polífaga y constante que ha presentado problemas para el éxito de las estrategias de control por dos causas: la primera es su diversidad genética, pues se han identificado especies morfológicamente iguales, pero genéticamente diferentes, llamadas biotipos, es decir, especies crípticas con diferenciaciones genéticas marcadas que manifiestan nula o baja hibridación, biotipos fenotípicamente iguales, pero genéticamente disímiles, comportamientos diferentes de hospedantes y aislamiento reproductivo. La segunda problemática es el desarrollo de resistencia a distintas estrategias de control (químico, biológico) derivadas de uno o tres mecanismos combinados: tolerancia, antibiosis y antixenosis, asociadas a múltiples factores químicos y mecánicos, heredables y de alta interacción con el ambiente. La implementación de múltiples técnicas moleculares ha facilitado la identificación y comprensión de dichos comportamientos en la búsqueda de mejorar su control.

## Biotipos

En 1986, Pashley, describió la posible existencia de dos biotipos de *S. frugiperda* (J. E. Smith) que mostraban una diferenciación genética asociada a la planta hospedera; una cepa que se alimentaba de maíz y otra de arroz y pasto Bermuda. Pashley (1986) reportó que individuos de *S. frugiperda* colectados de pasto Bermuda en Luisiana y a partir de arroz en Puerto Rico, eran genéticamente idénticos, pero diferentes a poblaciones colectadas a partir de maíz en Puerto Rico y Luisiana.

<sup>1</sup> Unidad Académica Multidisciplinaria Mante, Universidad Autónoma de Tamaulipas.

Correo: [faparedes@docentes.uat.edu.mx](mailto:faparedes@docentes.uat.edu.mx)

<sup>2</sup> Centro de Biotecnología Genómica, Instituto Politécnico Nacional.

El gusano cogollero se compone por dos biotipos, también llamados especies hermanas, cepas o razas de plantas hospedadoras: el biotipo maíz (CS) y el biotipo arroz (RS), llamados así debido a que se han encontrado mayormente asociados a estos cultivos (Vélez-Arango et al., 2008). Se ha reportado que el *biotipo maíz* y el *biotipo arroz* corresponde a individuos genéticamente diferentes, hasta un 2 % de disparidad genómica (Tay et al., 2023).

De acuerdo con Ojumoola et al. (2021), la existencia de estos biotipos ha cobrado enorme relevancia en el estudio y manejo agrícola de *S. frugiperda*, debido a que morfológicamente son idénticos y son solo diferenciables por métodos moleculares (Reacción en Cadena de la Polimerasa acoplada a Fragmentos de Restricción de Longitud Polimórfica, PCR-RFLP). Presentan una resistencia diferencial a insecticidas y bioinsecticidas; poseen diferencias en su reproducción, fisiología y composición de feromonas sexuales.

## Variación genética entre el biotipo maíz y arroz, gen citocromo oxidasa I (COI)

Los biotipos de *S. frugiperda* poseen polimorfismos (mutaciones) a nivel genético, por ejemplo, en genes del ADN mitocondrial como el citocromo oxidasa I, que codifica para una proteína mitocondrial (citocromo oxidasa c). Este gen ha sido utilizado en lepidópteros para realizar estudios filogenéticos y de genética de poblaciones; por lo que el gen COI ha sido de suma importancia en *S. frugiperda*, ya que ha permitido identificar los biotipos de esta especie y ha servido para el reconocimiento de híbridos (Vélez-Arango et al., 2008).

Lu y Adang (1996), reportaron la identificación de los biotipos de maíz y arroz mediante patrones de restricción del ADN mitocondrial, mediante la enzima *MspI*. Levy et al. (2002) mostró que la enzima *MspI* genera dos fragmentos de 497 pb y 72 pb en el caso del biotipo maíz y ninguna digestión en el caso del biotipo arroz, quedando íntegro el fragmento de 569 pb (Figura 1).

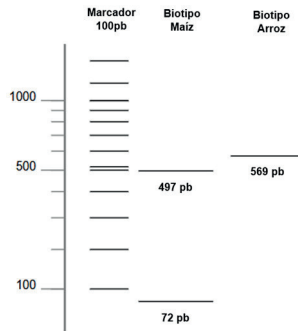


Figura 1. Representación de la corrida en un gel de agarosa al 1.4 % de fragmentos de restricción con la enzima *MspI* sobre el gen COI de *Spodoptera frugiperda*

Fuente: elaboración propia.

Levy et al. (2002) reportaron la secuenciación de este fragmento y encontraron que la consecución del gen COI para el biotipo de maíz y arroz eran un 98 % homólogos. Una de las principales diferencias se encuentra en el sitio de reconocimiento de la enzima *MspI*; el biotipo maíz presenta dicho sitio CCGG, mientras que en el biotipo arroz está en la tercera posición (G/A), presentando CCAG (Figura 2).

|                                                                                    |                                                                                                                                   |
|------------------------------------------------------------------------------------|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| HM136593.1_Spodoptera_frugiperda_RS_COI<br>HM136586.1_Spodoptera_frugiperda_CS_COI | TATATTTTAATTTTACCGGATTGGTATAATTCTCACATTATTCTCAAGAAAGAGGT 660<br>TATATTTTAATTTTACCGGATTGGTATAATTCTCATATTATTTCACAGAAAGAGGT<br>***** |
|------------------------------------------------------------------------------------|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|

Figura 2. Comparación en la secuencia del gen COI de *S. frugiperda* para el biotipo maíz y arroz. Al inicio se muestra el identificador de la secuencia utilizado, el biotipo del que se trata: CS-biotipo maíz, RS-biotipo arroz. Se encuentra resaltado el cambio nucleotídico en el que se basan las técnicas moleculares para distinguir entre un biotipo y otro

Fuente: elaboración propia.

## Haplotipos

Es conocido que *S. frugiperda* es capaz de moverse grandes distancias en una sola generación, por lo que los patrones de migración han sido investigados a través del uso de haplotipos -conjunto de variaciones genéticas (polimorfismos) que tienden a heredarse juntas; permitiendo predecir el tiempo, severidad y origen de una infestación-. Nagoshi et al. (2007) realizaron la secuenciación del gen COI en la región 893 al nucleótido 1303, permitiéndoles identificar mutaciones polimórficas factibles a utilizarse como marcadores moleculares. Dentro del biotipo maíz logró identificar cuatro haplotipos CS-h (Corn-Strain Haplotype), CS-h1 AA, CS-h2 AG, CS-h3

GA, CS-h4 GG. Estos haplotipos han permitido caracterizar las poblaciones; por ejemplo, se ha reportado que existe poco intercambio genético entre las poblaciones de Florida y América del Sur, ya que, al comparar los haplotipos presentes en las poblaciones de Texas, México, América del Sur y Trinidad y Tobago, son diferentes a las de Puerto Rico, República Dominicana, San Davies, Dominica y Barbados (Figura 3) (Tay et al., 2023).



Figura 3. Uso de haplotipos para caracterizar las poblaciones de *Spodoptera frugiperda*  
Fuente: elaboración propia.

## Genes implicados en la resistencia a insecticidas y bioinsecticidas de *S. frugiperda* biotipo maíz y arroz

Adamczyk et al. (1997) reportaron la existencia de biotipos de *S. frugiperda* colectados a partir de maíz, pasto Bermuda y pasto *Brachiaria ramosa* (L.) Stapf, con resistencia a insecticidas comunes y la delta endotoxina presente en el algodón transgénico Bt. Larvas de *S. frugiperda* fueron alimentadas con hojas de algodón transgénico Bt y expuestas mediante bioensayos de aplicación tópica a los insecticidas cipermetrina, metilparatión y metomil. Las larvas del pasto Bermuda y pasto *B. ramosa*, fueron más susceptibles a la cipermetrina, metilparatión, metomil y algodón transgénico Bt, debido al hospedero del que fueron colectadas. El mecanismo detrás de la resistencia a insecticidas por parte de *S. frugiperda* puede estar relacionado con alteraciones o mutaciones en el gen que codifica para el sitio activo de las proteínas blanco.

Carvalho et al. (2013) investigaron las variaciones genéticas implicadas en la resistencia de *S. frugiperda* a insecticidas organofosforados (clorpirifos) y piretroides (lambdacialotrina). Encontraron un incremento en el factor de resistencia de 18 y 28, respectivamente. Al realizar la secuenciación del gen *ace-1* de *S. frugiperda* que codifica la acetilcolinesterasa, con el objetivo de investigar la resistencia asociada a insecticidas organofosforados, encontraron tres mutaciones puntuales al comparar el ADN de individuos susceptibles y resistentes; las variaciones se encuentran en los nucleótidos 301, 380 y 565 (Figura 4), que provocan un cambio aminoacídico en la proteína, alanina por serina en la posición 201, glicina por alanina en la posición 227 y fenilalanina por valina en la posición 290, con frecuencias genotípicas de 17.5 %, 67.5 % y 32.5 % respectivamente.

|                                 |                                                              |     |
|---------------------------------|--------------------------------------------------------------|-----|
| KC435023.1_S_frugiperda_S_ace-1 | CGGGAGCAGTTTCGGTTTCATTGCATTTGTTGTCTCCTCTATCGAGGAACCTGTTCTCT  | 360 |
| KC435024.1_S_frugiperda_R_ace-1 | CGGGAGCAGTTTCGGTTTCATTGCATTTGTTGTCTCCTCTATCGAGGAACCTGTTCTCT  | 360 |
|                                 | *****                                                        |     |
| KC435023.1_S_frugiperda_S_ace-1 | CAGGCGATAATGCAGTCAGAGCTGCTACTGCGCGTGGGCCATTATATCAAGAGAAGAA   | 420 |
| KC435024.1_S_frugiperda_R_ace-1 | CAGGCGATAATGCAGTCAGAGCTGCTACTGCGCGTGGGCCATTATATCAAGAGAAGAA   | 420 |
|                                 | *****                                                        |     |
| KC435023.1_S_frugiperda_S_ace-1 | AGCATTTTGAGAGGCATCCGATTAGCAGAAGCTGTCCACTGTCCACATTCCAGAACGGAT | 480 |
| KC435024.1_S_frugiperda_R_ace-1 | AGCATTTTGAGAGGCATCCGATTAGCAGAAGCTGTCCACTGTCCACATTCCAGAACGGAT | 480 |
|                                 | *****                                                        |     |
| KC435023.1_S_frugiperda_S_ace-1 | ATGGGGCCTATGATTGAATGCTCTCAGAAAGAGAGTCCAGATGAACAGTCAATAATGAA  | 540 |
| KC435024.1_S_frugiperda_R_ace-1 | ATGGGGCCTATGATTGAATGCTCTCAGAAAGAGAGTCCAGATGAACAGTCAATAATGAA  | 540 |
|                                 | *****                                                        |     |
| KC435023.1_S_frugiperda_S_ace-1 | TGGGGAACCTCTGGTATTTGTGAATTCCTTTTGTGCCCATCATAGATGGTTCGTTCCCTA | 600 |
| KC435024.1_S_frugiperda_R_ace-1 | TGGGGAACCTCTGGTATTTGTGAATTCCTTTTGTGCCCATCATAGATGGTTCGTTCCCTA | 600 |
|                                 | *****                                                        |     |

Figura 4. Variaciones genéticas en el ADN de *Spodoptera frugiperda* asociadas a la resistencia a insecticidas organofosforados

Fuente: elaboración propia.

Carvalho et al. (2013), con el objetivo de investigar la resistencia de *S. frugiperda* a insecticidas piretroides, realizaron un ensayo de aplicación tópica con lamndacialotrina encontrando un factor de resistencia de 30. Además, secuenció el gen VGSC ("Voltage gated sodium channel"), en individuos susceptibles y resistentes donde se encontraron tres mutaciones en las posiciones 50, 60 y 304 del ADN (Figura 5), provocando una distorsión en la proteína generado por un cambio de treonina por isoleucina (aminoacido-aa 929), leucina por fenilalanina (aa 932) y leucina por fenilalanina (aa 1 014).

|                                |                                                              |     |
|--------------------------------|--------------------------------------------------------------|-----|
| KC435025.1_S_frugiperda_VGSC_S | TTACTCATCTCCATAATGGGTAGGACAATGGGTGCCTTGGGCAACCTGA            | 60  |
| KC435025.1_S_frugiperda_VGSC_R | TTACTCATCTCCATAATGGGTAGGACAATGGGTGCCTTGGGCAACCTGA            | 60  |
| *****                          |                                                              |     |
| KC435025.1_S_frugiperda_VGSC_S | TGCATCATTATTTTCATATTTGCGGTGATGGGTATGCAACTATTCGGGAAAAATTACGTG | 120 |
| KC435025.1_S_frugiperda_VGSC_R | TGCATCATTATTTTCATATTTGCGGTGATGGGTATGCAACTATTCGGGAAAAATTACGTG | 120 |
| *****                          |                                                              |     |
| KC435025.1_S_frugiperda_VGSC_S | GATTACGTAGACCGTTTCCCGACGGCGACCTCCCGCGATGGAATTCACGGATTTTCATG  | 180 |
| KC435025.1_S_frugiperda_VGSC_R | GATTACGTAGACCGTTTCCCGACGGCGACCTCCCGCGATGGAATTCACGGATTTTCATG  | 180 |
| *****                          |                                                              |     |
| KC435025.1_S_frugiperda_VGSC_S | CACAGTTTCATGATTGTATTCGAGTGCTCTGCGGAGAAITGGATTGAGAGTATGTGGGAC | 240 |
| KC435025.1_S_frugiperda_VGSC_R | CACAGTTTCATGATTGTATTCGAGTGCTCTGCGGAGAAITGGATTGAGAGTATGTGGGAC | 240 |
| *****                          |                                                              |     |
| KC435025.1_S_frugiperda_VGSC_S | TGTATGTTGGTCGGAGACGTATCTTGCATACCATTCTTCCTGGCTACAGTCGTCATCGGC | 300 |
| KC435025.1_S_frugiperda_VGSC_R | TGTATGTTGGTCGGAGACGTATCTTGCATACCATTCTTCCTGGCTACAGTCGTCATCGGC | 300 |
| *****                          |                                                              |     |
| KC435025.1_S_frugiperda_VGSC_S | AATTTTGTGGTACTCAACCTCTTCTTGGCCCT                             | 332 |
| KC435025.1_S_frugiperda_VGSC_R | AATTTTGTGGTACTCAACCTCTTCTTGGCCCT                             | 332 |
| *** *****                      |                                                              |     |

Figura 5. Variaciones genéticas en el ADN de *Spodoptera frugiperda* asociadas a la resistencia a insecticidas piretroides

Fuente: elaboración propia.

En ambos casos, este trabajo permitió establecer las bases moleculares de la resistencia a insecticidas organofosforados y piretroides en *S. frugiperda*, basados en la variación genética de la misma.

## Conclusión

La variabilidad genética existente en *S. frugiperda* y principalmente en la región del gen COI, ha permitido identificar la existencia de biotipos, llamados biotipo maíz y arroz, cepas que, dentro de las diferencias reportadas, difieren en su susceptibilidad y supervivencia a los métodos de control químico y biológico, por que saber cuál es la cepa que ataca los cultivos en las diferentes regiones del mundo es un dato que se debe considerar en las estrategias de control.

## Referencias

- Adamczyk, Jr. J. J., Holloway, J. W., Leonard, B. R. y Graves, J. B. (1997). Susceptibility of Fall armyworm Collected from Different Plant Hosts to Selected Insecticides and Transgenic Bt Cotton. *Journal of Cotton Science*, 1, 21-28.
- Carvalho, R. A., Omoto, C., Field, L. M., Williamson, M. S. y Bass, C. (2013). Investigating the molecular mechanisms of organophosphate and pyrethroid resistance in the Fall armyworm *Spodoptera frugiperda*. *PLoS One*, 8(4), 62268. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0062268>
- Levy, H. C., Garcia-Maruniak, A. y Maruniak, J. E. (2002). Strain Identification of *S. frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), insects and cell line: PCR-RFLP of cytochrome oxidase subunitI gene. *Florida Entomology*, 85(1), 186-190. <http://www.jstor.org/stable/3496837>
- Lu, Y. J. y Adang, M. J. (1996). Distinguishing Fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) strains using a diagnostic mitochondrial DNA marker. *Florida Entomology*, 79(1), 48-55. <https://doi.org/10.2307/3495753>
- Nagoshi, R. N., Silvie, P. y Meagher, R. L. (2007). Comparison of haplotype frequencies differentiate fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) corn-strain populations from Florida and Brazil. *Journal of Economic Entomology*, 100(3), 954-961. [https://doi.org/10.1603/0022-0493\(2007\)100\[954:cohfd\]2.0.co;2](https://doi.org/10.1603/0022-0493(2007)100[954:cohfd]2.0.co;2)
- Ojumoola, A., Omoloye, A., Hassan, R. y Adediji, A. (2021). Host Strain Analysis Revealed Corn-Specific Strain of *S. frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) on Maize in Three Agro-ecological Zones of Nigeria. *Nigerian Journal of Entomology*, 37, 104-107. <https://doi.org/10.36108/NJE/1202/73.0160>
- Pashley, D. P. (1986). Host associated genetic differentiation in fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae): a sibling species complex? *Annals of the Entomological Society of America*, 79(6), 898-904. <https://doi.org/10.36108/NJE/1202/73.0160>
- Tay, W. T., Meagher, R., Czapak, C. y Groot, A. (2023). *S. frugiperda*: Ecology, Evolution, and Management Options of an Invasive Species. *Annual Review of Entomology*, 68, 299-317. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-120220-102548>
- Vélez-Arango, A. M., Arango, R. E., Villanueva, D., Aguilera, E. y Saldamando, C. I. (2008). Identification of *S. frugiperda* biotypes (Lepidoptera: Noctuidae) through using mitochondrial and nuclear markers. *Revista Colombiana de Entomología*, 34(2), 145-150. <https://doi.org/10.25100/socolen.v34i2.9270>



# Estrategias de control biológico: virus

María Cristina del Rincón Castro<sup>1</sup>

## Introducción

El gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda*, causa daños en el cultivo del maíz a nivel mundial, con resultados devastadores. Para su control, se utilizan mayoritariamente insecticidas químicos, los cuales han provocado resistencia en los insectos, contaminación ambiental e intoxicación de vertebrados, incluido el ser humano. Sin embargo, existen alternativas de control, entre las que destaca el biológico, el cual incluye el uso de virus entomopatógenos, principalmente aquellos pertenecientes a la familia Baculoviridae. Estos gérmenes son específicos de insectos y nunca se han aislado fuera de los artrópodos, existe una alta especificidad de cada virus hacia su insecto huésped. Los baculovirus son inocuos para el ser humano y todos los mamíferos, debido a ello son ampliamente utilizados en programas de control del gusano cogollero en Centro y Sudamérica; pero en México, su uso ha sido muy limitado. En este capítulo se describirán los principales casos de éxito del uso de baculovirus para el control de este insecto, así como sus limitaciones en el continente americano, describiendo el enorme potencial que representan como una alternativa sustentable y sostenible para el control del gusano cogollero.

## ¿Qué son los baculovirus?

Son miembros de la familia Baculoviridae (Figura 1), que reciben su nombre por su forma de bastón o varilla (Figura 1a), en cuyo interior poseen DNA de doble cadena superenrollado, que fluctúa entre las 80 y los 180 kb. Los viriones de los baculovirus se encuentran ocluidos en una matriz de proteína denominada cuerpo de oclusión (CO), el cual mide entre dos y diez micras. Poseen dos fenotipos virales: los Nucleopoliedrovirus (NPV), con un diámetro de dos a diez micras, y cuyos CO presentan una forma poliédrica; y los Granulovirus (GV), que son pequeñas cápsulas que difícilmente rebasan las 0.5 micras de longitud. Los NPV se subdividen a su vez en NPV múltiples, cuando poseen más de un virión por envoltura viral, mientras que los NPV simples poseen un solo virión por envoltura (Granados y Williams, 1986).

<sup>1</sup>Departamento de Alimentos. Posgrado en Biociencias, División de Ciencias de la Vida, Universidad de Guanajuato, Campus Irapuato-Salamanca. Correo: [cdebrincon@ugto.mx](mailto:cdebrincon@ugto.mx)

Los baculovirus se encuentran clasificados debido a la especificidad del huésped que infectan dentro de cuatro géneros diferentes. Los *Alfabaculovirus* son NPV que solo se han aislado de lepidópteros; los *Betabaculovirus* son GV específicos de insectos de ese orden; mientras que los *Gammabaculovirus* se han aislado solamente de insectos himenópteros y finalmente, los *Deltabaculovirus*, que hasta ahora solo se han aislado de dípteros (Jehle et al., 2006). Otros artrópodos de los cuales se han aislado baculovirus es de camarones peneidos, pero a más de 500 años del primer insecto infectado con baculovirus, nunca se han aislado de otros animales superiores, demostrando así su alta especificidad e inocuidad (Theilmann et al., 2005).

Su ciclo de infección inicia cuando el insecto huésped ingiere alimento contaminado con CO. Esta vía de entrada es la forma más generalizada, ya que no actúan por contacto como los insecticidas químicos u otros agentes de control biológico, como los hongos o nematodos entomopatógenos. Una vez que los CO llegan al intestino medio de los insectos, gracias al pH altamente alcalino del mismo y con la ayuda de proteasas, la poliedrina (proteína mayoritaria de los CO) se degrada, liberando a los viriones derivados de la oclusión (VDO), (Granados, 1980).

Los VDO entran a las células columnares del intestino medio y una primera ronda de replicación viral ocurre en el núcleo de estas células (para los NPV) o en su citoplasma (para los GV). La progenie viral resultante gema de estas células en la forma del segundo fenotipo viral denominado virus gemados (VG), los cuales, a través de la hemolinfa del insecto, causan una infección sistémica en el mismo, afectando tejidos como la matriz traqueal, tejido graso, traqueoblastos, etcétera. Al final del proceso de infección, las larvas migran a las partes altas de las plantas quedando en una posición de V invertida (Figura 1b); con la ayuda de quitinasas producidas por el virus, el integumento de los insectos se rompe causando la degradación de su cuerpo y con ello se liberan millones de CO sobre el follaje y el suelo. Estos CO son el inóculo inicial para que un nuevo ciclo de infección tenga lugar (Rhormann et al., 2019).



Figura 1. Infección con baculovirus en insectos lepidópteros. a) Nucleopoliedrovirus simple presentando la forma de bastón de los viriones ocluidos. b) Larva de lepidóptero infectada con baculovirus en su posición de V invertida sujeta con las patas posteriores

Fuente: elaboración propia.

## Producción de baculovirus

Su producción masiva o experimental involucra el uso de sistemas biológicos, en los cuales se incluyen dos metodologías básicas de producción. La primera involucra larvas o individuos susceptibles y la segunda el uso de cultivos *in vitro* de células de insectos. La opción uno es la más utilizada, ya que representa un menor costo económico en la producción a gran escala. Este proceso implica tres operaciones básicas: 1) Establecimiento de un insectario; 2) Preparación de dieta para lepidópteros y 3) La replicación del virus. El área de insectario y preparación de dieta deben estar aisladas físicamente de la producción de virus para evitar la contaminación de la colonia sustento para la producción. La creación de estos organismos biológicos a escala comercial requiere de un insecto huésped que debe ser previamente infestado (Grzywacz, 2017). El virus que se transfiere es inoculado a través de dietas artificiales. La larva que se utiliza como huésped se recomienda entre el tercer y cuarto instar. En el caso de los baculovirus, se cuenta con un método estandarizado de producción de CO que determina las “unidades virales” o “equivalentes larvales”. Una unidad viral equivale a  $10^9$  CO y un equivalente larval a  $6 \times 10^9$  CO (Tanada y Kaya, 1993).

Las formulaciones que son elaboradas a partir de virus entomopatógenos generalmente van a ser presentadas como polvos humectantes. Este tipo de formulados permiten su fácil aplicación en campo, la elaboración de estos productos requiere de presentaciones secas o pulverizadas que utilizan como ingredientes activos materiales minerales o de origen vegetal. Estos participan como vehículos inertes; entre los minerales se encuentran la atapulgita, bentonita y arena de sílice; entre los de vegetal se utilizan el salvado de trigo, cáscara de nuez y olote molido.

Además, en las formulaciones con baculovirus con fines de mejora de la adherencia y dispersión en el campo agrícola se hace uso de agentes surfactantes, humectantes y dispersantes. Referente a su aplicación, esta se puede realizar por aspersión utilizando el equipo tradicional que se usa con los insecticidas químicos (Williams y Cisneros, 2001).

## Casos de control biológico de baculovirus contra *S. frugiperda*

La selección del método de aplicación de agentes biológicos en campo, al igual que otras estrategias de control, debe considerar factores como el tipo de plaga, daños que causa, área de ataque, comportamiento de la plaga que se desea controlar y el tipo de hábitat donde se realizará la aplicación. En cuanto al uso de baculovirus, se han aislado y utilizado exitosamente los virus NPV y GV aislados de *S. frugiperda* (SfMNPV y SfGV), lográndose niveles de control superiores al 50 % (Firake y Behere, 2020; Ríos-Díez et al., 2011).

En países como México, Argentina, Brasil, Colombia, Honduras, Perú y Venezuela, se ha descrito una evidente variabilidad en aislamientos nativos de baculovirus que han sido evaluados en formulaciones tanto a nivel de laboratorio como de campo. Su efectividad también ha demostrado heterogeneidad, dificultando la estandarización y viabilidad del producto en campo. En Brasil, se registró la evaluación de una cepa nativa de un SfNPV; sin embargo, la producción en masa para cubrir una aplicación sobre una extensión de 20 000 ha de maíz por año, no resultó económicamente rentable y este producto se discontinuó (Moscardi et al., 2011). Sin embargo, se ha evaluado experimentalmente un producto comercial por parte de la empresa CORPOICA en Colombia donde se utilizó como agente activo SfNPV, este producto ha demostrado una efectividad similar a los insecticidas químicos probados (Simón et al., 2004; Villamizar et al., 2009). México no ha sido la excepción y se han establecido aplicaciones a nivel de campo y laboratorio con diferentes formulados virales y cepas exóticas de baculovirus contra el gusano cogollero (Rangel et al., 2014; Cisneros et al., 2002). Recientemente, el grupo de investigación de virus entomopatógenos de la Universidad de Guanajuato ha comenzado a realizar pruebas de campo con cepas nativas y exóticas de baculovirus SfNPV, con resultados alentadores (Figura 2), pero se requieren realizar más pruebas de su utilidad a nivel de campo.



Figura 2. Aplicación en campo en cultivos de maíz de formulados de baculovirus con tecnología convencional y larva del gusano cogollero del maíz *Spodoptera frugiperda* en el cogollo de una planta de maíz

Fuente: elaboración propia.

En una revisión más reciente sobre el uso de baculovirus en campo contra *S. frugiperda*, Abbas et al. (2022) describen el impacto del control biológico mediante el uso de diversos entomopatógenos incluidos los baculovirus. Integrar un programa de manejo de plagas utilizando estos entomopatógenos es un sistema efectivo para controlar a este insecto. De manera natural, el daño a nivel de campo hacia las larvas del gusano cogollero es bajo, con niveles menores al 5 %. Este insecto es capaz de dispersar el virus a grandes distancias mediante infecciones subletales (Gómez et al., 2013; Cisneros et al., 2002).

También se ha podido observar que los GV aislados de *S. frugiperda*, son menos comunes en las poblaciones naturales de este insecto, si se compara con la prevalencia de los NPV (Pidre et al., 2019). Factores como la temperatura y el tipo de inóculo viral pueden influir la infectividad de cada aislado contra esta plaga (Popham et al., 2021). Recientemente, Mweke et al. (2023) demostraron que el SfMNPV reutilizado en campo puede perder infectividad con el tiempo debido a la luz ultravioleta del sol. En Brasil, la compañía EMBRAPA utilizó un producto basado en un SfMNPV en más de 20 000 ha de maíz, pero no se pudo sostener debido a los elevados costos de producción (Moscardi, 1999). Sin embargo, actualmente se estima que estos costos pueden reducirse por el uso de dietas más económicas para reproducir al insecto huésped.

Finalmente, Williams et al. (1999), demostraron que las larvas del gusano cogollero infectadas con baculovirus SfNPV, pueden permanecer infectadas a niveles de hasta un 40 %, con una CL50 de  $2.04 \times 10^5$  CO/ml, pero que esta infección puede disminuir por el efecto de la luz ultravioleta (Villamizar et al., 2009). No obstante, la persistencia de los baculovirus en campo puede incrementar con el uso de formulados efectivos, cuyo costo dependerá de los ingredientes de la formulación (Wilson et al., 2020).

## Conclusión

Al utilizar baculovirus como bioinsecticidas en campo, es importante considerar los factores que influyen en su eficiencia como agentes de control. Una de estas características es la efectividad del inóculo que se emplee, ya que se sabe que diferentes aislados geográficos de la misma cepa viral, presentan una variabilidad en actividad biológica, dependiendo de la susceptibilidad de la población plaga nativa. El uso de baculovirus contra el gusano cogollero del maíz, es un sistema más rentable para pequeños productores en extensiones de maíz moderadas; su utilidad dependerá de la selección de aquellas cepas de virus más infectivas, cuyos costos de producción sean minimizados o compensados, por su alta efectividad a nivel de campo. Esto hace que su utilización en los países en vías de desarrollo represente una alternativa viable, eficaz e inocua en la producción de maíz. Finalmente, el potencial de los virus entomopatógenos como control biológico de plagas posee factibilidad económica y tecnológica; su efectividad ha sido demostrada a lo largo de muchos años por agricultores, compañías y agencias gubernamentales, en diversos países del mundo. Los responsables del cuidado y protección del medioambiente deben decidir acerca del uso de esta tecnología para el control de insectos plagas.

## Referencias

- Abbas, A., Ullah, F., Hafeez, M., Han, X., Dara, M., Gul, H. et al. (2022). Biological control of fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*. *Agronomy*, 12(11), 2704. <https://doi.org/10.3390/agronomy12112704>
- Cisneros, J., Pérez, J. A., Penagos, D. I., Ruiz, J., Goulson, D., Caballero, P. et al. (2002). Formulation of a nucleopolyhedrovirus with boric acid for control of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in maize. *Biological Control*, 23(1), 87-95. <https://doi.org/10.1006/bcon.2001.0985>
- Firake, D. M. y Behere, G. T. (2020). Natural mortality of invasive fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) in maize agroecosystems of northeast India. *Biological Control*, 148, 104303. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2020.104303>
- Gómez, J., Guevara, J., Cuartas, P., Espinel, C. y Villamizar, L. (2013). Microencapsulated *Spodoptera frugiperda* nucleopolyhedrovirus: Insecticidal activity and effect on arthropod populations in maize. *Biocontrol Science and Technology*, 23(7), 829-846. <https://doi.org/10.1080/09583157.2013.802288>
- Granados, R. R. (1980). Infectivity and mode of action of baculoviruses. *Biotech and Bioengineering*, 22(7), 1377-1405. <https://doi.org/10.1002/bit.260220707>
- Grzywacz, D. (2017). Basic and Applied Research: Baculovirus. En L. Lacey. (Ed.), *Microbial Control of Insect and Mite Pests* (pp. 27-46). Academic Press.
- Jehle, J. A., Blissard, G. W., Cory, J. S., Herniou, E. A., Rohrmann, G. F., Theilmann, D. A. et al. (2006). On the classification and nomenclature of Baculoviruses: a proposal for revision. *Archives of Virology*, 151(7), 1257-1266. <https://doi.org/10.1007/s00705-006-0763-6>
- Mweke, A., Rwomushana, I., Okello, A., Chacha, D., Guo, J. y Luke, B. (2023). Management of *Spodoptera frugiperda* J.E. Smith. Using Recycled Virus Inoculum from Larvae Treated with Baculovirus under Field Conditions. *Insects*, 14(8), 686. <https://doi.org/10.3390/insects14080686>
- Moscardi, F. (1999). Assessment of the application of baculoviruses for control of Lepidoptera. *Annual Review of Entomology*, 44, 257-289. <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.44.1.257>
- Moscardi, F., Lobo de Souza, M., Batista de Castro, M., Lara, M. y Szewczyk, B. (2011). Baculovirus Pesticides: Present State and Future Perspectives. En I. Ahmad, F. Ahmad y J. Pichtel. (Eds.), *Microbes and Microbial Technology* (pp. 415-445). Springer. [https://link.springer.com/chapter/10.1007/978-1-4419-7931-5\\_16](https://link.springer.com/chapter/10.1007/978-1-4419-7931-5_16)
- Pidre, M. L., Sabalette, K. B., Romanowski, V. y Ferrelli, M. L. (2019). Identification of an Argentinean isolate of *Spodoptera frugiperda* granulovirus. *Revista Argentina de Microbiología*, 51(4), 381-385. <https://doi.org/10.1016/j.ram.2018.10.003>

- Popham, H. J., Rowley, D. L. y Harrison, R. L. (2021). Differential insecticidal properties of *Spodoptera frugiperda* multiple nucleopolyhedrovirus isolates against corn-strain and rice- strain fall armyworm, and genomic analysis of three isolates. *Journal of Invertebrate Pathology*, 183, 107561. <https://doi.org/10.1016/j.jip.2021.107561>
- Rangel, J. C., Vázquez, M. F. y Del Rincón, M. C. (2014). Caracterización biológica y molecular de cepas exóticas de baculovirus SfNPV, con actividad bioinsecticida hacia una población mexicana del gusano cogollero del maíz *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera:Noctuidae). *Interciencia*, 39(5), 320-326.
- Rohrmann, G. F. (2019). *Baculovirus Molecular Biology* (4.a ed.). National Center for Biotechnology Information. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK543458/>
- Rios-Diez, J. D. y Saldamando-Benjumea, C. I. (2011). Susceptibility of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) strains from central Colombia to two insecticides, Methomyl and Lambda-Cyhalothrin: A study of the genetic basis of resistance. *Journal of Economic Entomology*, 104(5), 1698-1705. <https://doi.org/10.1603/EC11079>
- Simon, O., Williams, T., Lopez-Ferber, M. y Caballero, P. (2004). Genetic structure of a *Spodoptera frugiperda* nucleopolyhedrovirus population: High prevalence of deletion genotypes. *Applied and Environmental Microbiology*, 70(9), 5579-5588. <https://doi.org/10.1128/AEM.70.9.5579-5588.2004>
- Tanada, Y. y Kaya, H. (1993). *Insect pathology*. Academic Press Limited. <https://doi.org/10.1016/C2009-0-03397-2>
- Theilmann, D. A., Blissard G. W., Bonning, B., Jehle, J., O'reilly, D. R., Rohrmann, G. F. et al. (2005). Baculoviridae. En C. M. Fauquet, M. A. Mayo, J. Maniloff, U. Desselberger y L. A. Ball. (Eds), *Virus Taxonomy* (pp. 177-185). Elsevier.
- Villamizar, L., Espinel, C. y Cotes, A. (2009). Effect of ultra-violet radiation on the insecticidal activity of a *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) nucleopolyhedrovirus. *Revista Colombiana de Entomología*, 35(2), 116-121.
- Wilson, K., Grzywacz, D., Curcic, I., Scoates, F., Harper, K., Rice, A. et al. (2020). A novel formulation technology for baculoviruses protects biopesticide from degradation by ultra-violet radiation. *Scientific Reports*, 10, 1-10. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-70293-7>
- Williams, T., Goulson, D., Caballero, P., Cisneros, J., Martínez, A. M., Chapman, J. W. et al. (1999). Evaluation of a baculovirus bioinsecticide for small scale maize growers in Latin America. *Biological Control*, 14(2), 67-75. <https://doi.org/10.1006/bcon.1998.0677>
- Williams, T. y Cisneros, J. (2001). Formulación y aplicación de los baculovirus bioinsecticidas. En C. Pimitivo, M. López-Ferber y T. Williams. (Eds.), *Los baculovirus y sus aplicaciones como bioinsecticidas en el control biológico de plagas* (pp. 313-372). PHYTOMA-Universidad Pública de Navarra.

# Estrategias de control biológico: bacterias

Verónica Segovia Tagle<sup>1</sup>  
Karol Karla García Aguirre<sup>1</sup>

## Introducción

El uso de bacterias en el control biológico del gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*) se ha realizado desde el siglo pasado, una de las más utilizadas es *Bacillus thuringiensis*, llamada originalmente *Bacillus sotto* por el biólogo japonés Shigetane Ishiwatari, quien la aisló por primera vez en 1901 cuando investigaba la enfermedad del marchitamiento en los gusanos de seda (*Bombyx mori*). Una década después, el alemán Ernst Berliner, aisló la misma bacteria de las orugas de la polilla de la harina (*Ephestia kuehniella*) y le dio el nombre actual de *Bacillus thuringiensis* (Bt) (Sanahuja et al., 2011).

## Características de la bacteria Bt

Bt pertenece al género *Bacillus*, en un subgrupo filogenético que comparte con *Bacillus anthracis*, *cereus*, *mycoides*, y *weihenstephanensis*; es una bacteria del suelo, Gram positiva, flagelada por flagelos peritricos, formadora de esporas, patógena de invertebrados; cuando los cultivos de Bt esporulan, producen grandes inclusiones cristalinas proteicas paraesporales llamadas  $\delta$ -toxinas (en las que se incluyen las toxinas Cry y Cyt) que, al ser ingeridas por insectos susceptibles provocan su muerte. Forma colonias circulares o irregulares con bordes enteros u ondulados, con texturas superficiales de mate a granular sobre agar sangre (Brener et al., 2009). Una amplia variedad de cepas se ha aislado de todos los continentes, ya que las esporas de Bt se encuentran dispersas en el suelo y otros ambientes, lo cual facilita el aislamiento.

---

<sup>1</sup>Unidad Profesional Interdisciplinaria de Ingeniería, Instituto Politécnico Nacional, Campus Zacatecas. Correo: [vsegobiat@ipn.mx](mailto:vsegobiat@ipn.mx)

## Principales toxinas

Bt es una de las principales excepciones del género *Bacillus*, cuyos miembros se reportan como no patógenos a humanos y otros animales; junto a *Bacillus anthracis* que provoca la enfermedad del ántrax en humanos, es considerada una bacteria patógena a insectos y otros invertebrados tales como platelmintos, ácaros, nematodos y protozoos, por acción de las  $\delta$ -toxinas que produce.

A partir del reporte del primer gen clonado en *E. coli* ES12, que codifica una proteína cristalina de Bt en 1981 (Schnepf y Whiteley, 1981), se realizaron más trabajos de clonación de genes. Estos trabajos dieron origen a una clasificación reportada por Hofte y Whiteley (1989); la clasificación agrupa a las proteínas plaguicidas (toxinas) en cuatro clases, considerando la similitud estructural y el espectro insecticida: proteínas CryI específica a Lepidóptera, CryII específica tanto a Lepidóptera como Diptera, CryIII específica a Coleoptera y CryIV específica a Diptera. Aunque útil, la clasificación mostraba algunas limitaciones; por ejemplo, las diferencias en las especificidades insecticidas que presentaban las proteínas que compartían homología y la necesidad de realizar ensayos antes de clasificarlas; estas limitaciones condujeron a la introducción de una nomenclatura basada en la similitud de la secuencia de aminoácidos (Crickmore et al., 1998), adoptando un sistema de nombre de cuatro niveles (Tabla 1). Además, en ese mismo año (1998) se reconocieron otras proteínas y se asociaron a palabras específicas: Cyt para las proteínas activas de dípteros con una actividad citolítica *in vitro*, Vip para las proteínas que Bt secreta durante el crecimiento vegetativo (Estruch et al., 1996), Sip para proteínas insecticidas con actividad contra coleópteros (Donovan et al., 2006).

Tabla 1. Nomenclatura basada en la similitud de la secuencia de aminoácidos

| Nivel | Nomenclatura                  | Descripción del grupo                                               |
|-------|-------------------------------|---------------------------------------------------------------------|
| I     | Cry1, Cry2, Cry3, etcétera    | Proteínas que comparten al menos un 45 % de identidad de secuencia. |
| II    | Cry1A, Cry1B, Cry1C, etcétera | Proteínas que comparten al menos un 78 % de identidad de secuencia. |
| III   | Cry1Aa, Cry1Ab, etcétera      | Proteínas que comparten al menos un 95 % de identidad de secuencia. |
| IV    | Cry1Aa1, Cry1Aa2, etcétera    | Proteínas que comparten más del 95 % de identidad de secuencia.     |

Fuente: Crickmore et al. (1998).

Una reciente nomenclatura basada en la estructura de las proteínas (Crickmore et al., 2021), permitió incluir a la amplia variedad de proteínas insecticidas derivadas de bacterias, que se han descubierto en proyectos de secuenciación del genoma y determinación de la estructura de las proteínas. Esta clasificación presenta 16 clases, conserva la clase Cry sin cambio respecto a la nomenclatura anterior de toxinas Bt; incluye aquellas proteínas que poseen la estructura clásica de tres dominios descritas como proteínas originalmente aisladas de cristales de Bt en las que la forma activa consta de tres dominios. El I es un grupo de 7-8  $\alpha$ -hélices con una  $\alpha$ -hélice hidrófoba ubicada en el centro; el II es un  $\beta$ -prisma de tres láminas antiparalelas empaquetadas juntas, dos de ellos están en una topología típica de “clave griega” y están compuestos por cuatro cadenas  $\beta$  y el dominio III presenta una topología de “rollo de gelatina” con las hebras formando un  $\beta$ -sándwich (Figura 1) ( Chengchen et al., 2014).

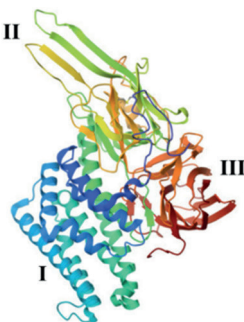


Figura 1. Estructura tridimensional de la toxina Cry2Aa (Protein Data Bank, número de acceso 1l5P)

Fuente: elaboración propia.

## Modo de acción de las proteínas Cry en gusano cogollero (*S. frugiperda*)

Las proteínas Cry deben ser ingeridas por el insecto, una vez dentro el mecanismo de acción involucra varios pasos (Heckel, 2020): la proteína cristalina asociada con la espora, se disuelve en el intestino del insecto, liberando la protoxina que puede alcanzar hasta 135 kDa; el intestino medio de las larvas de insectos susceptibles -como los lepidópteros-, se caracteriza por su alto pH y condiciones reductoras, condición necesaria para romper los puentes disulfuro de las proteínas Cry; en un siguiente paso, las proteasas digestivas del insecto escinden la protoxina hasta convertirla en un núcleo resistente a la proteasa liberando el fragmento tóxico (toxina). Después de ser activada, la toxina se une a proteínas unidas a la membrana en la superficie

de las células epiteliales del intestino medio, donde producen pequeños poros que permiten que los cationes y el agua fluyan hacia el interior de la célula, lo que provoca que se hinche y se lise; el insecto sufre daños, destruyendo el epitelio del intestino medio, con lo que cesa la alimentación y, finalmente, se produce la muerte.

## Uso de Bt en control biológico de *S. frugiperda*

La utilización de Bt en el control biológico contra el gusano cogollero (*S. frugiperda*) y otros insectos susceptibles, se realiza por medio de formulaciones pulverizables y la producción de cultivos transgénicos principalmente; la susceptibilidad a los métodos de control depende del estadio de crecimiento. Así, *S. frugiperda* presenta una mayor susceptibilidad en los estadios tempranos de crecimiento (primer estadio).

En 1938 se introdujo al mercado el primer producto comercial a base de Bt llamado “Sporeina” (Sanchis, 2011), al día de hoy se han comercializado una gran variedad de productos que incluyen productos basados en toxinas Bt, Bt recombinantes y aquellas expresadas en otras bacterias; sin embargo, todas estas formulaciones enfrentan obstáculos en su uso, tales como la inestabilidad de la formulación y pérdida de actividad resultado de la degradación de la proteína pesticida por su exposición a la radiación ultravioleta.

Las técnicas de encapsulación aplicadas a las formulaciones son una opción para la protección de estas a la radiación solar. La encapsulación es un proceso fisicoquímico o mecánico que atrapa una sustancia u organismo en un material determinado, denominado matriz, para producir partículas con diferentes diámetros según la estrategia utilizada, que puede ser microencapsulación y nanoencapsulación.

La principal diferencia que presentan estas dos técnicas es el tamaño de partícula que se obtiene de los productos encapsulados; la microencapsulación proporciona tamaños de partícula en rangos de micrómetros, adecuados para microorganismos, la matriz utilizada para la microencapsulación permite su supervivencia y lo protege del medio que lo rodea. La nanoencapsulación se desarrolla en menor proporción que la anterior, aunque presenta algunas ventajas en cuanto a la dispersión y la humectabilidad; su gran superficie de contacto aumenta la afinidad con el insecto y, particularmente, en productos Bt proporciona una herramienta para la protección de sus derivados, como esporas y toxinas. En ambas técnicas se pueden emplear la extrusión, secado por aspersión, lecho fluidizado, entre otras, que producen micropartículas; emulsión y coacervación que producen tanto micro, como nanopartículas.

Los productos encapsulados se han probado en el control de *S. frugiperda* con buenos resultados, por ejemplo, microencapsulados de complejo esporacristal en una matriz de alginato resultó en un tamaño de diámetro de partículas microencapsuladas de 3.1 a 6.8  $\mu\text{m}$  y una mortalidad de 46-50 % contra larvas de primer estadio con una dosis 0.35  $\mu\text{g}/\text{ml}$  (García et al., 2011). Barrera-Cortés et al. (2016) utilizaron una formulación compuesta por 82 % de aceite de maíz, 12 % de solución de alginato y 6 % de Tween® 80:Span 80, mezcla de surfactante (31:69), que se probó con éxito contra *S. frugiperda*, mostrando un aumento en la actividad insecticida cuando se reducía el tamaño de las partículas encapsuladas; la formulación presentó una alta resistencia a la radiación UV.

Los avances en el conocimiento de técnicas para la modificación genética de plantas, condujo al rápido desarrollo de cultivos Bt transgénicos; Plant Genetic Systems de Bélgica, desarrolló la primera planta genéticamente modificada expresando un gen Cry de Bt en plantas de tabaco (Vaeck et al., 1987); actualmente, se considera que alrededor del mundo se plantan 101 millones de hectáreas de cultivos de Bt transgénicos, lo que representa > 53 % del área mundial cultivada de cultivos genéticamente modificados (ISAAA, 2017). México se encuentra entre los países que siembran cultivos Bt, ha plantado cultivos biotecnológicos de algodón y soja desde 1996 (ISAAA, 2017) e introdujo cultivos Bt de maíz para alimento de ganado.

Su desarrollo ha logrado alojar en el genoma de organismos vegetales, los genes Cry y Vip generando cultivos que producen una o varias toxinas Bt en tejidos, tallos y hojas, lo que les permite evitar el ataque de insectos plaga (Gómez y Pacheco, 2022) disminuyendo el uso de insecticidas químicos, que permiten una mejor sanidad vegetal y protección al ambiente.

## Resistencia de *S. frugiperda* al control por Bt

La mayor preocupación en el control biológico con Bt, ya sea mediante formulaciones o cultivos transgénicos, es la aparición de resistencia en las plagas objetivo. Se han estudiado mecanismos de resistencia que se presentan en diferentes etapas del proceso de acción de las proteínas Cry, como la unión de estas a los receptores del intestino medio, así como las alteraciones en el procesamiento de protoxinas; el reconocimiento y la unión a los receptores ha tenido gran impacto en los trabajos de investigación sobre resistencia, ya que son considerados un paso crítico en el modo de acción de las toxinas Bt (Jurat-Fuentes y de Bartoli Placidi, 2019). La unión de las proteínas Cry a los receptores del intestino medio de los insectos susceptibles tiene una importancia relevante para la toxicidad, en el caso particular de *S. frugiperda* se ha reportado resistencia relacionada con niveles bajos de la fosfatasa alcalina unida a la membrana del intestino medio (mALP)

en cepas obtenidas de campo de *S. frugiperda* resistentes a Cry1Fa (Jurat-fuentes et al., 2011), así como, la resistencia a las toxinas Cry1Fa y Cry1Ab por la presencia de transportadores ABC como receptores de las toxinas (Jin et al., 2021); los transportadores ABC son una superfamilia de proteínas transmembrana de casete de unión a ATP que transportan moléculas pequeñas a través de membranas de bicapa lipídica uniendo e hidrolizando ATP, se sabe que los transportadores ABC pueden actuar como receptores de las toxinas Cry. Se ha reportado que las mutaciones en los genes que codifican las proteínas de esta superfamilia provocan resistencia a los cultivos Bt transgénicos contra *S. frugiperda*. Algunos reportes apuntan a la resistencia de gusano cogollero a maíz Bt que expresa la toxina Cry1Fa por mutación en el gen *SfABCC2* (Boaventura et al., 2020; Jin et al., 2023; Jin et al., 2021).

Otras estrategias para retrasar el desarrollo de resistencia a las plagas en cultivos biotecnológicos de Bt, son la de dosis altas/refugio: los insectos plaga que se alimentan de un cultivo Bt reciben una dosis alta de la proteína insecticida, y adicionalmente, se plantan cultivos de refugio no Bt para permitir que sobreviva un reservorio de insectos susceptibles al Bt (Carrière y Tabashnik, 2001); esta estrategia se complementa con la liberación de insectos susceptibles a los insecticidas; estas permiten que exista una fuente de insectos portadores de alelos de susceptibilidad a los insecticidas, adicionales a los que surgen de las plantas refugio; contribuyendo a la protección de la eficacia de los insecticidas y los cultivos Bt (Alphey et al., 2009). Se recomienda realizar liberaciones de machos exclusivamente para minimizar el apareamiento selectivo entre insectos susceptibles liberados conjuntamente y la estrategia pueda tener mejores resultados.

## Problemáticas sobre el uso de Bt

El desarrollo de resistencia a los diferentes productos Bt es la mayor preocupación que enfrenta el uso de esta bacteria para el control de *S. frugiperda* y otros insectos plaga; sin embargo, no es el único, algunas problemáticas adicionales son: el flujo de genes de cultivos Bt a otras plantaciones y malezas, los posibles efectos ambientales, el rol de Bt en las enfermedades transmitidas por los alimentos. Existen indicios que sugieren que los residuos de bioplaguicidas de Bt en los alimentos pueden provocar síndrome diarreico en humanos (Biggel et al., 2022).

Los países que han adoptado su uso como bioinsecticida en sus diferentes presentaciones, formulaciones pulverizables o cultivos Bt han reducido considerablemente la aplicación de insecticidas químicos con los consecuentes beneficios en la economía de los agricultores, la sanidad vegetal, el mantenimiento de ecosistemas sanos, entre otros. De cualquier manera, es importante estudiar sus efectos para asegurar el uso sostenible de estos productos.

## Referencias

- Alphey, N., Bonsall, M. y Alphey, L. (2009). Combining pest control and resistance management: Synergy of engineered insects with Bt crops. *Journal of Economic Entomology*, 102(2), 717-732. <https://doi.org/10.1603/029.102.0233>
- Barrera-Cortés, J., Valdez-Castro, L., Salgado-Urias, D. S., Solorza-Feria, O., Valdez-Castro, L. y Salgado-Urias, D. (2016). Reducing the microcapsule diameter by micro-emulsion to improve the insecticidal activity of *Bacillus thuringiensis* encapsulated formulations. *Biocontrol Science and Technology*, 27(1), 1-16. <https://doi.org/10.1080/09583157.2016.1244258>
- Brenner, D., Krieg, N. y Staley, J. (2009). *Systematic Bergey's Manual Part B*. Editorial Springer.
- Biggel, M., Jessberger, N., Kovac, J. y Johler, S. (2022). Recent paradigm shifts in the perception of the role of *Bacillus thuringiensis* in foodborne disease. *Food Microbiology*, 105, 1-12. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2022.104025>
- Boaventura, D., Ulrich, J., Lueke, B., Bolzan, A., Okuma, D., Gutbrod, O. et al. (2020). Molecular characterization of Cry1F resistance in fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* from Brazil. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, 116, 103280. <https://doi.org/10.1016/j.ibmb.2019.103280>
- Carrière, Y. y Tabashnik, B. (2001). Reversing insect adaptation to transgenic insecticidal plants. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 268, 1475-1480. <https://doi.org/10.1098/rspb.2001.1689>
- Chengchen, Xu., Bi-Cheng, W., Ziniu, Y. y Ming, S. (2014). Structural Insights into *Bacillus thuringiensis* Cry, Cyt and Parasporin Toxins. *Toxins*, 6(9), 2732-2770 <https://doi.org/10.3390/toxins6092732>
- Crickmore, N., Berry, C., Panneerselvam, S., Mishra, R., Connor, T. R. y Bonning, B. C. (2021). A structure-based nomenclature for *Bacillus thuringiensis* and other bacteria-derived pesticidal proteins. *Journal of Invertebrate Pathology*, 186(7), 107438. <https://doi.org/10.1016/j.jip.2020.107438>
- Crickmore, N., Zeigler, D. R., Feitelson, J., Schnepf, E., Van Rie, J., Lereclus, D. et al. (1998). Revision of the Nomenclature for the *Bacillus thuringiensis* Pesticidal Crystal Proteins. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 62(3), 807-813. <https://doi.org/10.1128/mmbr.62.3.807-813.1998>
- Donovan, W. P., Engleman, J. T., Donovan, J. C., Baum, J. A., Bunkers, G. J., Chi, D. J. et al. (2006). Discovery and characterization of Sip1A: A novel secreted protein from *Bacillus thuringiensis* with activity against coleopteran larvae. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 72(4), 713-719. <https://doi.org/10.1007/s00253-006-0332-7>

- Estruch, J. J., Warren, G. W., Mullins, M. A., Nye, G. J., Craig, J. A. y Koziel, M. G. (1996). Vip3A, a novel *Bacillus thuringiensis* vegetative insecticidal protein with a wide spectrum of activities against lepidopteran insects. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 93(11), 5389-5394. <https://doi.org/10.1073/pnas.93.11.5389>
- García-Gutiérrez, K., Poggio-Varaldo, H., Ibarra-Rendón, J., Esparza-García, F. y Barrera-Cortés, J. (2011). Small microcapsules of crystal proteins and spores of *Bacillus thuringiensis* by an emulsification / internal gelation method. *Bioprocess And Biosystems Engineering*, 34(6), 701-708. <https://doi.org/10.1007/s00449-011-0519-x>
- Gómez, I. y Pacheco, S. (2022). La bacteria *Bacillus thuringiensis* como bioinsecticida en la agricultura actual. *Biotecnología en Movimiento*, 29(abril-mayo-junio), 1-7. [www.biotecmov.ibt.unam-mx/numeros/29/pdf/bm\\_29\\_2.pdf](http://www.biotecmov.ibt.unam-mx/numeros/29/pdf/bm_29_2.pdf)
- Heckel, D. G. (2020). How do toxins from *Bacillus thuringiensis* kill insects? An evolutionary perspective. *Archives of Insect Biochemistry and Physiology*, 104(2), 1-12. <https://doi.org/10.1002/arch.21673>
- Hofte, H. y Whiteley, H. R. (1989). Insecticidal crystal proteins of *Bacillus thuringiensis*. *Microbiological Reviews*, 53(2), 242-255. <https://doi.org/10.1128/mmr.53.2.242-255.1989>
- ISAAA Inc. (2018, 26 de junio). *Brief 53 Global Status of Commercialized Biotech/GM Crops in 2017*. <https://www.isaaa.org/resources/publications/briefs/53/>
- Jin, M., Tao, J., Li, Q., Cheng, Y., Sun, X., Wu, K. et al. (2021). Genome editing of the SfABCC2 gene confers resistance to Cry1F toxin from *Bacillus thuringiensis* in *Spodoptera frugiperda*. *Journal of Integrative Agriculture*, 20(3), 815-820. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(19\)62772-3](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(19)62772-3)
- Jin, M., Shan, Y., Li, Q., Peng, Y. y Xiao, Y. (2023). A novel Cry1A resistance allele of fall armyworm in the new invaded region. *International Journal of Biological Macromolecules*, 244(6), 125392. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.125392>
- Jin, M., Yang, Y., Shan, Y., Chakrabarty, S., Cheng, Y., Soberón, M. et al. (2021). Two ABC transporters are differentially involved in the toxicity of two *Bacillus thuringiensis* Cry1 toxins to the invasive crop-pest *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith). *Pest Management Science*, 77(3), 1492-1501. <https://doi.org/10.1002/ps.6170>
- Jurat-Fuentes, J. L. y Placidi, C. (2019). Mechanisms of resistance to commercially relevant entomopathogenic bacteria. *Current Opinion in Insect Science*, 33(6), 56-62. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2019.03.007>
- Jurat-Fuentes, J. L., Karumbaiah, L., Krishna, S., Ning, C., Liu, C., Wu, K. et al. (2011). Reduced Levels of Membrane-Bound Alkaline Phosphatase Are Common to Lepidopteran Strains Resistant to Cry Toxins from *Bacillus thuringiensis*. *PLOS ONE*, 6(3), e17606. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0017606>

- Vaeck, M., Reynaerts, A., Höfte, H., Jansens, S., De Beuckeleer, M., Dean, C. et al. (1987). Transgenic plants protected from insect attack. *Nature*, 238, 33-37. <https://doi.org/10.1038/328033a0>
- Sanahuja, G., Banakar, R., Twyman, R. M., Capell, T. y Christou, P. (2011). *Bacillus thuringiensis*: A century of research, development and commercial applications. *Plant Biotechnology Journal*, 9(3), 283-300. <https://doi.org/10.1111/j.1467-7652.2011.00595.x>
- Sanchis, V. (2011). From microbial sprays to insect-resistant transgenic plants : history of the biopesticide *Bacillus thuringiensis*. *Agronomy for Sustainable Development*, 31(4), 217-231.
- Schnepf, H. E. y Whiteley, H. R. (1981). Cloning and expression of the *Bacillus thuringiensis* crystal protein gene in *Escherichia coli*. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 78(5), 2893-2897. <https://doi.org/10.1073/pnas.78.5.2893>



# Estrategias de control biológico: hongos

Reyna Ivonne Torres-Acosta<sup>1</sup>

Moisés Felipe Victoriano<sup>2</sup>

Rodolfo Torres-de-los-Santos<sup>1</sup>

## Introducción

Actualmente existen alternativas para controlar las plagas sin dañar al medioambiente, como parasitoides, depredadores, nematodos, hongos, bacterias y virus (Molina-Ochoa et al., 2003; Negrison et al., 2010; Sánchez-Peña, et al., 2011). Los hongos reducen la población de la plaga cuando las condiciones agroclimáticas son óptimas para su crecimiento (Thorvilson, 1984). Los principales hongos entomopatógenos que se han reportado atacando de manera natural a *Spodoptera frugiperda* son los géneros *Metarhizium*, *Beauveria*, *Isaria*, *Paecilomyces*, entre otros. El proceso de infección inicia cuando el hongo ingresa al cuerpo del insecto por medio de la germinación de los conidios en la cutícula, posteriormente se desarrollan cuerpos hifales en el hemocele del insecto, se producen estructuras de alimentación dentro de las células invadidas, el insecto muere, se formarán de manera externa los conidióforos, fiálides y conidios. Finalmente se dispersan, iniciando con ello nuevamente el ciclo biológico del entomopatógeno (Nicholls, 2008). En ocasiones, los insectos infectados se dirigen hacia otros lugares y mueren alejados de la zona donde se inició la enfermedad, propagando con ello la enfermedad en otras zonas geográficas donde podrá infectar nuevos hospederos.

La sintomatología de infección incluye la reducción de sus movimientos, vuelo y alimentación. Las estructuras de los hongos entomopatógenos sobreviven en el suelo o dentro de cadáveres de insectos en la fase biológica de micelio o conidios (Charnley y Collins, 2007). Las condiciones ambientales como precipitación, humedad relativa o radiación ultravioleta son factores para el éxito del hongo. Las corrientes de agua que se forman durante la lluvia arrastran los conidios a través del suelo y la planta, promoviendo la dispersión y la colonización en nuevos lugares.

---

<sup>1</sup>Unidad Académica Multidisciplinaria Mante-Centro, Universidad Autónoma de Tamaulipas  
Correo: [ritorres@docentes.uat.edu.mx](mailto:ritorres@docentes.uat.edu.mx)

<sup>2</sup> Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, C.E. Las Huastecas, Altamira, Tamaulipas, México. C.P. 89610.

La virulencia de cada cepa dependerá de las características de resistencia y estado fenológico del huésped, así como de las condiciones ambientales durante el encuentro entre el hongo y la cutícula del insecto.

Para utilizar los hongos en el control de plagas, es necesario aislar e identificar cepas altamente virulentas, pero que se puedan reproducir de manera fácil y rápida. A continuación, se presenta de forma general una técnica de aislamiento e identificación de hongos entomopatógenos.

## Aislamiento de hongos entomopatógenos

Las larvas muertas que presentan signos de micelio en su interior son inducidas a la esporulación del hongo colocando la larva en cámaras húmedas, como un vaso o bote con papel húmedo en el fondo. La larva pasará varios días en este proceso mientras el hongo esporula.

El aislamiento de la cepa se realiza al tomar una pequeña parte del micelio y colocarlo en algún medio de cultivo que puede ser Agar Bacteriológico, Papa Dextrosa Agar, Agar Dextrosa Sabouraud, dependiendo del género del hongo que se quiera aislar. Las cajas Petri deberán incubarse a  $25^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ .

## Identificación morfológica de los hongos entomopatógenos

A partir del crecimiento micelial de los hongos, se realizan observaciones microscópicas de las estructuras fúngicas usando azul de lactofenol para contrastar la morfología del hongo. La identificación se realiza con las claves taxonómicas de Humber (1997). Los principales géneros de hongos entomopatógenos reportados en larvas de *S. frugiperda* colectados en México se encuentran en la Tabla 1.

Tabla 1. Listado de especies de hongos entomopatógenos aislados en México

| Autor                       | Entomopatógeno                                                                                                                        | Cultivo                                                               | Lugar de colecta             |
|-----------------------------|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----------------------------------------------------------------------|------------------------------|
| Lezama et al., 2000         | <i>B. bassiana</i><br><i>M. rileyi</i><br><i>Hirsutella spp.</i><br><i>B. bassiana.</i><br><i>M. anisopliae</i><br><i>Isaria spp.</i> | <i>Matz y sorgo</i>                                                   | Michoacán, Colima y Jalisco  |
| Molina et al., 2003         | <i>M. rileyi</i><br><i>Hirsutella spp.</i><br><i>B. bassiana</i><br><i>M. anisopliae</i>                                              | <i>Zea mays</i><br><i>Sorghum vulgare Sorghum</i><br><i>sudanense</i> | Seis Estados de la República |
| Sánchez-Peña, et al., 2010  | <i>M. rileyi</i>                                                                                                                      | <i>Zea mays</i>                                                       | Coahuila                     |
| Estrada et al., 2013        | <i>B. bassiana</i><br><i>M. rileyi</i>                                                                                                | <i>Zea mays</i>                                                       | Nayarit                      |
| Ruiz-Nájera et al., 2013    | <i>M. rileyi</i>                                                                                                                      | <i>Zea mays</i>                                                       | Chiapas                      |
| Ordóñez-García et al., 2015 | <i>M. rileyi</i>                                                                                                                      | <i>Zea mays</i>                                                       | Chihuahua, México            |
| CHE-CNRCB, 2022             | <i>M. rileyi</i>                                                                                                                      | <i>Zea mays</i>                                                       | Jalisco, Guanajuato, Colima, |
| CHE-CNRCB, 2022             | <i>B. bassiana</i>                                                                                                                    | <i>Zea mays</i>                                                       | Colima                       |
| CHE-CNRCB, 2022             | <i>Metarhizium anisopliae</i><br><i>sensu lato</i>                                                                                    | <i>Zea mays</i>                                                       | Colima                       |
| CHE-CNRCB, 2022             | <i>Metarhizium guizhouense</i>                                                                                                        | <i>Zea mays</i>                                                       | Colima                       |
| CHE-CNRCB, 2022             | <i>Metarhizium brunneum</i>                                                                                                           | <i>Zea mays</i>                                                       | Colima                       |

Fuente: elaboración propia.

Las características de cada género se presentan a continuación:

*Metarhizium spp.* El género *Metarhizium* es uno de los entomopatógenos más estudiados y utilizados en el control biológico de plagas, destacando la especie *M. anisopliae* y *M. acridum*. El género tiene una distribución cosmopolita de amplio espectro, puede infectar más 200 hospederos de por lo menos siete órdenes taxonómicos de insectos. *Metarhizium* es conocido como la muscardina verde, es un hongo imperfecto con conidióforos que nacen a partir de hifas ramificadas, las esporas son de color verde bandera y su reproducción es asexual.

Los reportes indican que la infección se presenta entre los 8 y 10 días, pero los estados inmaduros son más susceptibles que el estado adulto del insecto. Las larvas al morir presentan externamente micelio blanco que va cambiando conforme se presenta la esporulación, caracterizada por un color verde (Figura 1). Las colonias de la muscardina verde se desarrollan bien en Papa Dextrosa Agar, al inicio de la infección el micelio es blanco, conforme se forman los conidióforos e inicia el proceso conocido como esporulación se presentarán variaciones de color verde. Los conidios (esporas de resistencias) son las estructuras más importantes para el control biológico, ya que el proceso de infección comienza con esta estructura unicelular, de forma cilíndrica y truncada, de largas cadenas, hialinas verdosas, cada conidio tiene una longitud de entre cuatro a diez micras y un diámetro de dos a cuatro micras.

Aunque el género *Metarhizium* está bien definido, la delimitación de las especies es difícil, debido a la gran variación en el rango de hospederos; sin embargo, por ser un hongo de fácil reproducción se ha estudiado ampliamente la actividad biológica de este género en diferentes especies de insectos (Ordóñez-García, 2018). Estudios realizados en laboratorio demuestran que *S. frugiperda* es susceptible al hongo *M. anisopliae* en los estados biológicos de huevo y larva, con porcentajes de mortalidad del 100 % y valores de  $TL_{50}$  de 2.5 a 2.9 días en huevo y 1.3 a 3.1 días en larvas, utilizando una concentración de  $1 \times 10^8$  conidios por mL (Lezama-Gutiérrez et al., 1996). El hongo se comercializa a nivel mundial y en México existen varios laboratorios que lo producen.

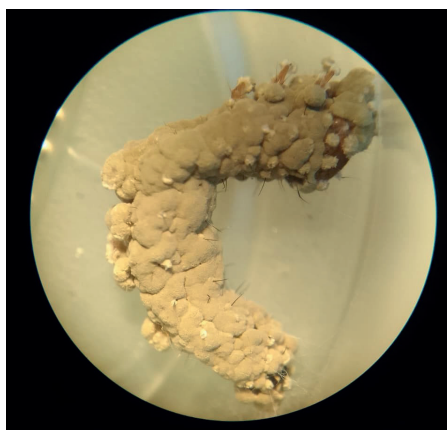


Figura 1. Larva de *Spodoptera frugiperda* infectada con *Metarhizium* spp.

Fuente: elaboración propia.

*Metarhizium* (*Nomuraea*) *rileyi* (Farlow) Kepler. Este hongo se caracteriza por formar al principio un micelio color blanco. La formación de las fiálides y conidios se presenta un color verde oliváceo característico durante la esporulación. De acuerdo con los análisis moleculares realizados por Kepler et al. (2014), los aislamientos fúngicos identificados como *Nomuraea rileyi* (Farlow) Samson (Hypocreales: Clavicipitaceae), se clasifican dentro del género *Metarhizium*. La especie *M. rileyi* causa epizootias naturales en poblaciones de las larvas del orden Lepidoptera, familia Noctuidae, como lo señalan Rios-Velasco et al. (2010) en el estado de Coahuila, Ruiz-Nájera et al. (2013) en Chiapas y Ordóñez-García et al. (2015), en Chihuahua, México. Algunos factores que favorecen las epizootias causadas por *M. rileyi* son los periodos de alta HR ( $\geq 70\%$ ), y la presencia de viento que induzca la dispersión de los conidios infectivos (Ignoffo y García, 1985).



Figura 2. Larva de *Spodoptera frugiperda* infectada con *Metarhizium rileyi*  
Fuente: elaboración propia.

*B. bassiana* (Bals.-Criv.) Vuill. Es un hongo generalista que ataca a varios órdenes taxonómicos de insectos, entre los que destacan los coleópteros, hemípteros y lepidópteros. Es considerado el entomopatógeno que tiene el mayor número de hospederos (707 especies de insectos). La base de la célula conidiógena es globosa en forma de botella y con un cuello delgado en forma de zigzag, esta estructura es la encargada de formar el armazón fúngica más importante llamada conidio.

Esta configuración es redonda, mide aproximadamente de  $2-3 \times 2 \mu\text{m}$  y es la única célula capaz de causar una infección fúngica. Las larvas micosadas presentan micelio color blanco y al menor movimiento se libera un polvo blanco producto de la gran cantidad de conidios que están siendo esparcidos. El hongo crece en medios de cultivo de Agar Papa Dextrosa y se caracteriza por presentar

una apariencia algodonosa, polvosa y de color blanco, alcanzando su desarrollo completo a  $27 \pm 2^\circ\text{C}$ . En México, se aplicó con éxito la campaña de la broca del café *Hypothenemus hampei* (Coleoptera: Curculionidae) utilizando a *B. bassiana* como principal medio de control. Ordoñez-García et al. (2018), reportan la presencia de este hongo atacando a *S. frugiperda*. Este género de hongos entomopatógeno se comercializa a nivel nacional mediante diversos laboratorios y es un producto comercializado a nivel internacional por diversas casas comerciales.

## Control de calidad

Un buen producto basado en hongos entomopatógenos debe cumplir con un control de calidad, dentro de estos parámetros se evalúa la pureza, la virulencia, la concentración y la germinación de conidios. La pureza mide el grado de contaminantes presentes en la muestra, no debe ser más del 5 %. La virulencia mide el porcentaje de mortalidad de los insectos después de aplicar el producto sobre los hospederos. La concentración mide el total de unidades formadoras de colonias (UFC) o el número de estructuras fúngicas presentes en una muestra. La prueba de germinación mide el número de conidios vivos en una muestra durante un tiempo determinado. Lo ideal sería obtener un producto basado en una alta virulencia, concentración de conidios y germinación; con ello, tendría mayor probabilidad de actuar en el campo mediante el control de insectos.

## Factores por considerar en el uso de hongos entomopatógenos

Es necesario aplicar algún producto que adhiera el hongo al insecto, que lo proteja de los rayos UV, que no permita que el producto se seque fácilmente. Para resolver lo anterior, se pueden usar microencapsulados y evaluar diversos factores, como la compatibilidad de los hongos ante diferentes aditivos-surfactantes, el sinergismo con agroquímicos, el pH del agua antes de realizar la aplicación en campo, las bombas o tanques del tractor -que no haya sido utilizado para aplicar agroquímicos que interfieran con la germinación del hongo-. De esta forma, es necesario capacitar recursos humanos, investigar y generar información relevante aplicable en el campo agrícola.

## Conclusión

El control convencional de *S. frugiperda* involucra la aplicación de insecticidas químicos; sin embargo, el uso incorrecto de estos ha generado múltiples problemas de intoxicación en los agricultores y resistencia de la plaga (Tinoco y Halperin, 1998; Ahmad et al., 2007). Los hongos entomopatógenos son un método alternativo de control biológico frente al uso excesivo de los agroquímicos. Es necesario enfocar las investigaciones en la formulación de las esporas o conidios. Actualmente, se han utilizado materiales inertes como las arcillas, talcos, tierra de diatomeas, entre otros materiales. Es necesario que la formulación no afecte la viabilidad del hongo y debe ser inocuo al medioambiente y al cultivo. Además, debe presentar condiciones físicas óptimas que faciliten la mezcla, la aplicación del producto y que sea de bajo costo.

## Referencias

- Ahmad, M., Arif, M. I. y Ahmad, M. (2007). Occurrence of insecticide resistance in field populations of *Spodoptera litura* (Lepidoptera: Noctuidae) in Pakistan. *Crop Protection*, 26(6), 809-817. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2006.07.006>
- Charnley, A. K. y Collins, S. A. (2007). Entomopathogenic fungi and their role in pest control. En C. P. Kubicek e I. S. Druzhinina. (Eds.), *Environmental and microbial relationships* (pp. 159-181). Springer. [https://doi.org/10.1007/978-3-540-71840-6\\_10](https://doi.org/10.1007/978-3-540-71840-6_10)
- Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria. (2024, 1 de febrero). *Colección de Hongos Entomopatógenos*. Departamento de Control Biológico. Gobierno de México. [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/889315/Cat\\_logo\\_CHE\\_2021.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/889315/Cat_logo_CHE_2021.pdf)
- Estrada, V. O., Cambero, C. J., Robles, B. A., Rios, V. C., Carvajal, C. C., Isirdia, A. N. et al. (2013). Parasitoides y entomopatógenos nativos asociados al gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) en Nayarit, México. *Southwestern Entomologist*, 38(2), 339-344. <https://doi.org/10.3958/059.038.0216>
- Humber, R. A. (1997). Fungi: identification. Chapter 4. En L. A. Lacey. (Ed.), *Manual of Techniques in Insect Pathology* (pp. 153-185). Academic.
- Ignoffo, C. M. (1981). The fungus *Nomurae rileyi* as a microbial insecticide. En H. D. Burges. (Ed.), *Microbial control of pest and plants disease* (pp 523-538). Academic Press.
- Kepler, R. M., Humber, R. A., Bischoff, J. F. y Rehner, S. A. (2014). Clarification of generic and species boundaries for *Metarhizium* and related fungi through multigene phylogenetics. *Mycologia*, 106(4), 811-829. <https://doi.org/10.3852/13-319>
- Lezama, G. R., Alatorre, R. R. y Sánchez, F. (1994). Evaluación de cepas de *Nomuraea rileyi* y *Paecilomyces fumosoroseus* contra *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Vedalia*, 1, 19-22.
- Lezama-Gutiérrez, R., Alatorre-Rosas, R., Bojalil-Jaber, L. F., Molina-Ochoa, J., Arenas-Vargas, M., González-Ramírez, M. et al. (1996). Virulence of five entomopathogenic fungi (Hyphomycetes) against *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: noctuidae) eggs and neonate larvae. *Vedalia*, 3, 35-39.
- Lezama-Gutiérrez, R., Hamm, J., Molina-Ochoa, J., López-Edwards, M., Pescador-Rubio, A., González-Ramírez, M. et al. (2000). Occurrence of entomopathogens of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in the Mexican states of Michoacán, Colima, Jalisco and Tamaulipas. *Florida Entomologist*, 84(1), 23-28. <https://doi.org/10.2307/3496658>
- Molina-Ochoa, J., Carpenter, J. E., Heinrichs, E. A. y Foster, J. E. (2003). Parasitoids and parasites of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in the Americas and Caribbean basin: an inventory. *Florida Entomologist*, 86(3), 254-289. [https://doi.org/10.1653/0015-4040\(2003\)086\[0254:PAPOSF\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1653/0015-4040(2003)086[0254:PAPOSF]2.0.CO;2)

- Molina-Ochoa, J., Lezama-Gutiérrez, R., González-Ramírez, M., López-Edward, M., Rodríguez-Vega, M., y Arceo-Palacios, F. (2003). Pathogens and parasitic nematodes associated with populations of fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) larvae in Mexico. *Florida Entomologist*, 86(3), 244-253. [https://doi.org/10.1653/0015-4040\(2003\)086\[0244:PAPNAW\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1653/0015-4040(2003)086[0244:PAPNAW]2.0.CO;2)
- Negrisoni, A. S., García, M. S. y Negrisoni, C. R. (2010). Compatibility of entomopathogenic nematodes (Nematoda: Rhabditidae) with registered insecticides for *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) under laboratory conditions. *Crop Protection*, 29(6), 545-549. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2009.12.012>
- Nicholls, C. I. (2008). *Control biológico de insectos: un enfoque agroecológico*. Editorial Universidad de Antioquia.
- Ordoñez-García, M., Ríos-Velasco, C., Berlanga-Reyes, D., Acosta-Muñiz, C., Salas-Marina, M. y Cambero-Campos, O. (2015). Occurrence of natural enemies of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Chihuahua, México. *Florida Entomologist*, 98(3), 843-847.
- Ordóñez-García, M., Bustillos-Rodríguez, J. C., Berlanga-Reyes, D. I., Cambero-Campos, O. J., Salas-Marina, M. A., Estrada-Virgen, M. O. et al. (2018). Ocurrencia natural de *Metarhizium rileyi* en larvas de *Spodoptera frugiperda* en el estado de Chihuahua. *Revista Bio Ciencias*, 5(1), 1-10. <https://doi.org/10.15741/revbio.05.nesp.e444>
- Sánchez-Peña, S. (2010). Natural epizootic of the entomopathogenic fungus *Nomuraea rileyi* (Farlow) Samson infecting *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Coahuila México. *Journal of Research on the Lepidoptera*, 43, 7-8.
- Roy, E. H., Steinkraus, D. C., Eilenberg, J., Hajek, A. E. y Pall, J. K. (2006). Bizarre interactions and endgames: entomopathogenic fungi and their arthropod hosts. *Annual Review of Entomology*, 51(1), 331-57. DOI: 10.1146/annurev.ento.51.110104.150941
- Ruiz-Nájera, R. E., Ruiz-Estudillo, R. A., Sánchez-Yáñez, J. M., Molina-Ochoa, J., Skoda, S. R., Coutiño-Ruiz, R. et al. (2013). Occurrence of entomopathogenic fungi and parasitic nematodes on *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) larvae collected in central Chiapas, México. *Florida Entomologist*, 96(2), 498-503. <https://doi.org/10.1653/024.096.0215>.
- Thorvilson, H. G. (1984). *The ecology of Nomuraea rileyi (Fungi: Deuteromycotina) and other natural enemies of the green cloverworm in Iowa agroecosystems* [Tesis de doctorado, Iowa State University]. Digital Repository. <https://doi.org/10.31274/rtd-180813-5976>
- Tinoco, R. y Halperin, D. (1998). Poverty, production, and health: Inhibition of erythrocyte cholinesterase through occupational exposure to organophosphate insecticides in Chiapas, Mexico. *Archives of Environmental Health*, 53(1), 29-35. <https://doi.org/10.1080/00039899809605686>



# Estrategias de control biológico: nematodos

Hadassa Yuef Martínez Padrón<sup>1</sup>

Sarahí Rubio-Tinajero<sup>2</sup>

Eduardo Osorio Hernández<sup>3</sup>

## Introducción

Los nematodos son invertebrados pertenecientes al orden de los gusanos redondos y su origen se remonta a la explosión precámbrica o cámbrica, hace más de 500 millones de años (Onstad, 2006; Sudhaus, 2008). Su estructura corporal es alargada, cilíndrica y con extremos cónicos, presentando un diseño anatómico de “tubo dentro de un tubo”, en el que la pared externa está compuesta por músculos y una cutícula, mientras que la interna corresponde al tracto digestivo (Rosa et al., 2004, Migunova y Sasanelli, 2021). Gracias a su evolución prolongada y a su morfología relativamente sencilla, los nematodos han logrado colonizar una amplia variedad de hábitats, tanto acuáticos como terrestres, lo que los convierte en uno de los filos con mayor diversidad de especies en el planeta, superados solo por los artrópodos (Dillman, 2013; Ilieva-Makulec et al., 2014). Están presentes en todos los ecosistemas, desde entornos marinos y de agua dulce hasta suelos agrícolas y forestales (Bernard, 1991). Su diversidad ha sido estudiada desde la perspectiva taxonómica y funcional, clasificándolos según sus niveles tróficos (Bernard, 1991).

Los nematodos pueden alimentarse de una gran variedad de organismos, incluyendo plantas, hongos, protozoos, bacterias, tardígrados, huevos de otros nematodos y larvas de insectos, aunque algunas especies pueden presentar diferentes estrategias de alimentación a lo largo de su ciclo de vida (Freckman y Caswell, 1985; Bernard, 1991). Se estima que el 14 % de las especies conocidas son parásitos de plantas, el 15 % infectan animales, el 25 % son de vida libre con una dieta basada en hongos, bacterias o materia orgánica en descomposición; el 46 % habitan en ambientes marinos (Penfold y Collins, 2012). A pesar de su importancia en los ecosistemas, muchos nematodos pueden ser perjudiciales para la salud y la agricultura, ya que ciertas especies parasitarias causan enfermedades severas en

<sup>1</sup> Subdirección de Enseñanza e Investigación del Hospital Regional de Alta Especialidad de Ciudad Victoria “Bicentenario 2010”. Correo: [hadassayuef@gmail.com](mailto:hadassayuef@gmail.com)

<sup>2</sup> Tecnología Agrícola en Cítricos Sustentables de Tamaulipas, México.

<sup>3</sup> División de Estudios de Postgrado e Investigación, Facultad de Ingeniería y Ciencias, Universidad Autónoma de Tamaulipas.

humanos, animales y cultivos, afectando la productividad agrícola y representando un reto para la sanidad global (Jasmer et al., 2003; Mitreva, 2007). Sin embargo, su impacto no es exclusivamente negativo, ya que también desempeñan funciones esenciales en los sistemas ecológicos, contribuyendo al reciclaje de nutrientes y al flujo de energía (Abebe et al., 2010; Ilieva-Makulec et al., 2014). Además, algunos nematodos han sido propuestos como indicadores biológicos de cambios ambientales, permitiendo evaluar el estado de los ecosistemas y detectar alteraciones en la calidad del suelo o el agua (Poharel, 2011; Neher y Powers, 2023; Campos-Herrera et al., 2008)

Representan uno de los phylum más diversos en el reino Animalia, además, existen numerosas especies de vida libre los cuales se caracterizan por parasitar vertebrados, invertebrados y plantas (Hugot et al., 2001). Se conocen alrededor de 26 646 especies de nematodos de vida libre y parásitos que se dividen en 10 681 especies de vida libre; 3 501 parásitos de invertebrados, 8 359 vertebrados y 4 105 de plantas (Guzmán et al., 2012). Dentro de los nematodos parásitos existe el caso del control de *Phyllophaga* sp. (Scarabaeidae) plaga que en México se controla mediante el uso de nematodos entomopatógenos (Ruiz et al., 2012).

## Clasificación de los nematodos

Los nematodos edáficos se clasifican en cuatro grupos tróficos:

I) Micróvoros, que se alimentan de bacterias (bacterívoros) y hongos (fungívoros), regulan las poblaciones microbianas y participan activamente en el mantenimiento del ciclo de nutrientes y en la mineralización del N<sub>2</sub>. Un claro ejemplo de estos organismos son los que pertenecen al género *Xenorhabdus* y *Photorhabdus*.

II) Herbívoros, que utilizan como alimento las raíces de las plantas y parasitan tallos y hojas, ocasionando daños importantes en las cosechas, un claro ejemplo de este grupo son los géneros de *Globodera* y *Heterodera*, que causan quistes; por otra parte, se encuentran los nemátodos del género *Meloidogyne* que forman agallas en la raíz de la planta (Figura 1).



Figura 1. Daños en sistema radicular por el nematodo fitopatógeno del género *Meloidogyne* spp. observados macro y microscópicamente

Fuente: elaboración propia.

III y IV) Omnívoros y depredadores, se alimentan de fauna edáfica incluso nematodos y juegan un papel importante en los ecosistemas regulando la presencia de especies plaga o invasoras, los principales nematodos de esta clasificación, son: *Heterorhabditis* y *Steinernema*. Pueden presentar estiletes o dientes que sirven para la captura de presas y se utilizan como indicadores de la salud del suelo por su fácil reacción a perturbaciones ambientales (Campos-Herrera et al., 2008).

## Nematodos entomopatógenos

El método de control más utilizado contra los nematodos fitoparásitos ha sido la fumigación química del suelo (White et al., 2016). Sin embargo, la creciente preocupación por el impacto de los agroquímicos en la salud pública y el medioambiente ha llevado a priorizar otros tipos de medidas de control (Barker, 2003). Actualmente, se recomienda utilizar estrategias de control integrado que combinen diferentes métodos para minimizar el impacto ambiental y el riesgo toxicológico, considerando la viabilidad económica (Campbell et al., 1999). El diseño de estas estrategias se basará en el conocimiento de la biología del parásito, la epidemiología de la enfermedad, el mecanismo de acción y la eficacia de las medidas a utilizar (Fosu et al., 2016).

La nematología agrícola, entendida como la ciencia que estudia los nematodos fitoparásitos, es un conocimiento relativamente joven, ya que el impacto económico de estos microorganismos en la agricultura comenzó a reconocerse a mediados del siglo XX (Katan et al., 1976). Los primeros trabajos sobre nematodos fitoparásitos datan del siglo XIX. De 1850 a 1950, la investigación nematológica se centró principalmente en la taxonomía/sistemática y en el descubrimiento de nematodos en diferentes regiones del mundo (Migunova y Sasanelli, 2021). Se desarrollaron metodologías para establecer la relación entre estos y las patologías vegetales. A

partir de la segunda mitad del siglo XX, el número de publicaciones científicas relacionadas con cultivos de laboratorio, patologías o control de nematodos aumentó considerablemente (White et al., 2016). Según Barker (2003), algunos descubrimientos impulsaron el desarrollo de la nematología en el siglo pasado, dando lugar a diferentes líneas de investigación. Primero fue el descubrimiento de compuestos con acción nematicida (White et al., 2016).

En 1943, el D-D (1,3 dicloropropeno 1,2-dicloropropano) comenzó a usarse como fumigante del suelo y se convirtió en una importante herramienta de prevención. Durante un periodo, esto marcó una línea fundamental de investigación (Fosu et al., 2016), aunque desde la década de 1970, la investigación de nuevos compuestos químicos ha disminuido considerablemente. El desarrollo de cultivos resistentes a los nematodos fue otra herramienta importante para evaluar las pérdidas de cultivos y demostrar el daño causado por los fitoparásitos (Campos-Herrera et al., 2008). Finalmente, algunos estudios se centraron en la predisposición de las plantas a sus efectos sobre la fisiología del hospedador, favoreciendo el ataque de hongos y bacterias (Migunova y Sasanelli, 2021). Un paso importante en la investigación fue la infección de *Arabidopsis thaliana* con dos grupos de nematodos: del quiste y del nudo de la raíz. Nuevas metodologías y técnicas moleculares han permitido a la nematología un gran progreso en las últimas décadas, con avances en el campo de la taxonomía y la interacción planta-nematodo (Fosu et al., 2016).

Dentro del control biológico se utilizan diferentes enemigos naturales para controlar plagas agrícolas, como los nematodos entomopatógenos, que pertenecen a las familias Steinernematidae y Heterorhabditidae; son parásitos obligados de insectos que establecen una simbiosis con bacterias de la familia Enterobacteriaceae, presentes en su tracto intestinal. De esta manera, Steinernematidae se asocia con bacterias del género *Xenorhabdus* y Heterorhabditidae del tipo *Photorhabdus* (Goodrich y Clarke, 2007). Los nematodos entomopatógenos se caracterizan por una alta virulencia que permite su producción comercial y su aplicación en mezclas compatibles con plaguicidas químicos y biológicos; además, pueden persistir en el ambiente sin contaminarlo, no afectan plantas y vertebrados (Koppenhöfer y Fuzy, 2008). Su uso puede permitir el control de coleópteros (Coleptera: Scarabaeidae) de importancia económica (Ansari et al., 2006; Fimbres y Flores-Lara, 2016).

Entre las familias de nematodos, ocho han sido reportadas como parásitos de insectos: Allantonematidae, Diplogasteridae, Mermithidae, Phaenopsitylenchidae, Sphaerularidae, Tetradonematidae, Heterorhabditidae y Steinernematidae, los dos últimos son los más utilizados en el control biológico por su alta virulencia y amplia gama de hospederos (García-Peña, 2009). La familia Steinernematidae son parásitos obligados de insectos que hacen simbiosis con géneros como *Xenorhabdus*

spp., las hembras son grandes, con una longitud variable, cutícula lisa y anulada, con poro excretor visible, cabeza redonda o trunca, su sistema reproductivo es didélfico, amfidélfico, reflejado. Por el contrario, los machos son más chicos, no cuentan con bursa de cola oncoide o filiforme, su reproducción involucra machos y hembras. La familia Heterorhabditidae también son parásitos obligados de insectos, estos hacen simbiosis con individuos del género *Photorhabdus* spp., ellos se caracterizan porque cuentan con un poro excretor que se localiza posteriormente del anillo nervioso, las hembras son hermafroditas, presentan una cabeza trunca, seis labios cónicos bien desarrollados, estoma ancha, poro excretor usualmente posterior al final del esófago, ovotestis amfidélfico reflejado (Fimbres y Flores-Lara, 2016).

El ciclo biológico de los nematodos se divide en cuatro estadios juveniles, finalizando en su fase adulta. El tercer estadio juvenil es la forma infecciosa en la que el nematodo puede sobrevivir fuera del cuerpo del hospedador. Durante esta fase, ingresa al insecto a través de la boca, el ano, los espiráculos o las capas de la cutícula. Posteriormente, el nematodo viaja a través de la hemolinfa o líquido circulatorio del insecto y, a través de sus piezas bucales, libera las bacterias que alberga en su intestino, posiblemente como una respuesta defensiva del sistema inmune del insecto hacia el nematodo (Figura 2) (Lara, 2022).

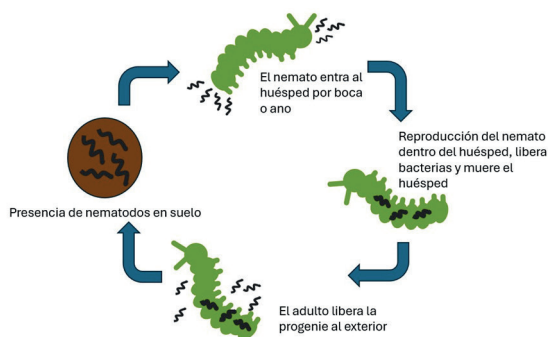


Figura 2. Ciclo biológico de los nematodos

Fuente: elaboración propia.

## Daños y proceso de parasitación de nematodos entomopatógenos sobre *S. frugiperda*

El modo de acción de los nematodos entomopatógenos (Acharya et al., 2020), es penetrar en el insecto huésped a través de aberturas naturales, como la boca, el ano y los espiráculos, además, formando relaciones simbióticas con bacterias de la familia Enterobacteriaceae que están presentes en el tracto intestinal para posteriormente ser liberadas (*Photorhabdus* spp. y *Xenorhabdus* spp., en *Heterorhabditidae* y *Steinernematidae*); las bacterias se reproducen, generan varios metabolitos y toxinas que matan al insecto huésped a través de septicemia o toxemia. Sin embargo, la virulencia de cada nematodo entomopatógeno varía según la especie del insecto huésped (White et al., 2016). En la Figura 3 se aprecian daños ocasionados en larvas por parasitación con nematodos.



Figura 3. Daños en *Spodoptera frugiperda* por parasitación por nematodos

Fuente: elaboración propia.

El uso de nematodos entomopatógenos puede controlar hasta 65 % de la población de larvas de *Spodoptera* en el cultivo de maíz, aunque su virulencia no solo depende de la especie huésped, sino también de su etapa de desarrollo (Kepenekci et al., 2015). Por ejemplo, la virulencia de *Steinernema carpocapsae* y *Heterorhabditis indica* fue mayor en el estadio larvario más joven de *Spodoptera litura* (Archarya et al., 2020) y en el estadio larvario más antiguo de *Bradysia impatiens* (Archarya et al., 2019). Estudios previos han sugerido que los nematodos entomopatógenos tienen potencial como agentes de control biológico contra *S. frugiperda* (Patil et al., 2020).

En evaluaciones a nivel invernadero se ha determinado el efecto entomopatógeno de *Heterorhabditis bacteriophora* sobre larvas de gusano cogollero y se ha demostrado la alta eficiencia que este nematodo puede tener para combatir a *S. frugiperda* presentando hasta un 84.4 % de mortalidad sobre larvas (Sánchez-Jara et al., 2019). A nivel laboratorio y campo, también se ha descrito a la especie de *Neoaplectana carpocapsae* como un nematodo efectivo para el control de *S. frugiperda*

en un periodo de 48 a 72 horas, efectividad influida por la condiciones ambientales como la humedad relativa, pues en temporadas de sequía su efecto es nulo; otros nematodos que han sido evaluados sobre larvas y pupas de *S. frugiperda* han sido *H. bacteriophora*, *H. indica*, *S. arenarium*, *S. carpocapsae* y *S. longicaudum*, los cuales han sido descritos como altamente patógenos en muchas otras especies de insectos y ya se usan para el control de plagas en el campo (Acharya et al., 2020; Öğretmen et al., 2020). Existen especies como *Noctuidonema guyanense* Remillet y Silvain que actúan como nematodos ectoparásitos de lepidópteros, mientras que *Heterorhabditis* sp. y *S. kushidai* actúan como nematodos entomopatógenos de varias especies lepidópteras y escarabajos (Yan et al., 2020; Patil et al., 2020).

## Conclusión

El control biológico de nematodos fitoparásitos representa una estrategia sustentable, eficaz y ambientalmente segura ante los crecientes desafíos del manejo de plagas en la agricultura. A lo largo de las últimas décadas, los estudios han avanzado en la identificación y aplicación de agentes biológicos como hongos nematófagos (*Pochonia chlamydosporia*, *Purpureocillium lilacinum*), bacterias antagonistas (*Bacillus*, *Pseudomonas*) y nematodos entomopatógenos, los cuales han mostrado resultados prometedores en condiciones de laboratorio y campo. Asimismo, el uso de enmiendas orgánicas, extractos vegetales y prácticas culturales integradas, en combinación con biocontroladores, ha demostrado un efecto sinérgico, reduciendo poblaciones de nematodos como *Meloidogyne* spp., *Heterodera* spp. y *Pratylenchus* spp. La implementación de estas estrategias se ve favorecida por los avances en la biotecnología y la genómica funcional, que permiten un mejor entendimiento de las interacciones planta-nematodo-microorganismo y la optimización de los métodos de aplicación.

Sin embargo, aún persisten retos como la variabilidad en la eficacia bajo diferentes condiciones edafoclimáticas, la limitada persistencia de los biocontroladores en el suelo y la necesidad de escalamiento comercial de productos biológicos. La integración de herramientas de diagnóstico molecular, modelación ecológica y selección de cepas con mayor adaptabilidad podría ser clave para mejorar la eficiencia y consistencia del control biológico.

## Referencias

- Acharya, R., Hwang, H. S., Shim, J. K., Yu, Y. S. y Lee, K. Y. (2019). Control efficacy of fungus gnat, *Bradysia impatiens*, enhanced by a combination of entomopathogenic nematodes and predatory mites. *Biological Control*, 138, 104071. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2019.104071>.
- Acharya, R., Yu, Y. S., Shim, J. K. y Lee, K. Y. (2020). Virulence of four entomopathogenic nematodes against the tobacco cutworm *Spodoptera litura* Fabricius. *Biological Control*, 150, 104-348. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2020.104348>
- Andalo, V., Santos, V., Moreira, G. F., Moreira, C. C. y Junior, A. M. (2010). Evaluation of entomopathogenic nematodes under laboratory and greenhouses conditions for the control of *Spodoptera frugiperda*. *Ciencia Rural*, 40(9), 1860-1866. <https://doi.org/10.1590/S0103-84782010005000151>
- Ansari, M. A., Ali, F. y Moens, M. (2006). Compared virulence of the Belgian isolate of *Steinernema glaseri* (Rhabditida: Steinernematidae) and the type population of *S. scarabaei* to white grub species (Coleoptera: Scarabaeidae). *Nematology*, 8(5), 787-791. <https://doi.org/10.1163/156854106778877938>
- Ayala, O. R., Navarro, F. y Virla, G. E. (2013). Evaluation of the attack rates and level of damages by the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), affecting corn-crops in the northeast of Argentina. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias*, 45(2), 1-12. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=382837655027>
- Barker, K. R. (2003). Perspectives on plant and soil nematology. *Annual Review of Phytopathology*, 41, 1-25. <https://doi.org/10.1146/annurev.phyto.41.052002.095647>
- Bhat, A. H., Chaubey, A. K. y Askary, T. H. (2020). Global distribution of entomopathogenic nematodes, *Steinernema* and *Heterorhabditis*. *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 30(31), 2-15. <https://doi.org/10.1186/s41938-020-0212-y>
- Campbell, J. F. y Kaya, H. K. (1999). How and why a parasitic nematode jumps. *Nature*, 397(6716), 485-486. <https://doi.org/10.1038/17254>
- Campos-Herrera, R., Gomez-Ros, J. M., Escuera, M., Cuadra, L., Barrios, L. y Gutiérrez, C. (2008). Diversity, occurrence, and life characteristics of natural entomopathogenic nematode populations from La Rioja (Northern Spain) under different agricultural management and their relationships with soil factors. *Soil Biology and Biochemistry*, 40(6), 1474-1484. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2008.01.002>
- Caroli, L., Glazer, I. y Gaugler, R. (1996). Entomopathogenic nematode infectivity assay: Comparison of penetration rate into different hosts. *Biocontrol Science and Technology*, 6(2), 227-234. <https://doi.org/10.1080/09583159650039412>
- Fimbres, C. G. y Flores-Lara Y. (2016). Potencialidad y retos del uso de nematodos entomopatógenos para el control biológico de plagas. I: Control biológico mediante una asociación simbiótica NEP-Bacteria. *INVURNUS*, 11(1), 27-36. <https://www>.

researchgate.net/publication/303549085\_Potencialidad\_y\_Retos\_del\_Uso\_de\_Nematodos\_Entomopatogenos\_para\_el\_Control\_Biologico\_de\_Plagas\_I\_Control\_biologico\_mediante\_una\_asociacion\_simbiotica\_NEP-Bacteria\_The\_Potential\_and\_Challenges\_of\_the\_U

- Fosu-Nyarko, J. y Jones, M. G. (2016). Advances in understanding the molecular mechanisms of root lesion nematode host interactions. *Annual Review of Phytopathology*, 54, 253-278. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-080615-100257>
- García-Peña, J. M. (2009). *Nematodos entomopatógenos y hongos del suelo con potencial antagónico a nematodos entomopatógenos asociados a cítricas* [Tesis de maestría, Universidad de Puerto Rico, Recinto de Mayagüez]. Repositorio Institucional UPR. <https://scholar.uprm.edu/entities/publication/3abbe4a3-31ab-482d-96e4-7a285ef4e925>
- Gómez, J., Guevara, E., Barrera, G., Cotes, A. y Villamizar, L. (2010). Aislamiento, identificación y caracterización de nucleopoliedrovirus nativos de *Spodoptera frugiperda* en Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía*, 63(2), 5511-5520. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=179918602005>
- González, M. A. y Ávila C. J. (2014). El maíz en Estados Unidos y en México. Hegemonía en la producción de un cultivo. *Argumentos*, 27, 215-237. <https://argumentos.xoc.uam.mx/index.php/argumentos/article/download/169/168/168>
- Goodrich-Blair, H. y Clarke, D. J. (2007). Mutualism and pathogenesis in *Xenorhabdus* and *Photorhabdus*: two roads to the same destination. *Molecular Microbiology*, 64(2), 260-268. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2958.2007.05671.x>
- Guzmán, P. O., Castaño, Z. J. y Villegas, E. B. (2012). Main plant parasitic nematodes and symptoms caused in economically important crops. *Agricultural And Foods Sciences*, 20, 38-50. <https://api.semanticscholar.org/CorpusID:82916543>
- Hominick, W. M. (2002). Biogeography. En R. Gaugler. (Ed.), *Entomopathogenic Nematology* (pp. 115-144). CABI Publishing.
- Hugot, J. P., Baujard, P. y Morand, S. (2001). Biodiversity on helminths and nematodes as a field of study: an overview. *Nematology*, 3(3), 199-208. [https://horizon.documentation.ird.fr/exl-doc/pleins\\_textes/pleins\\_textes\\_7/b\\_fdi\\_59-60/010026034.pdf](https://horizon.documentation.ird.fr/exl-doc/pleins_textes/pleins_textes_7/b_fdi_59-60/010026034.pdf)
- Katan, J. (1976). Solar heating by polyethylene mulching for the control of diseases caused by soil-borne pathogens. *Phytopathology*, 66(5), 683-688. [https://www.apsnet.org/publications/phytopathology/backissues/Documents/1976Articles/Phyto66n05\\_683.PDF](https://www.apsnet.org/publications/phytopathology/backissues/Documents/1976Articles/Phyto66n05_683.PDF)
- Kepenekci, I., Hazir, S. y Özdem, A. (2015). Evaluation of native entomopathogenic nematodes for the control of the European cherry fruit fly *Rhagoletis cerasi* L. (Diptera: Tephritidae) larvae in soil. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry*, 39(1), 74-79. <https://doi.org/10.3906/tar-1403-96>

- Koppenhöfer, A. M., Rodríguez-Saona, C. R., Polavarapu, S. y Holdcraft, R. J. (2008). Entomopathogenic nematodes for control of *Phyllophaga georgiana* (Coleoptera: Scarabaeidae) in cranberries. *Biocontrol Science and Technology*, 18(1), 21-31. <https://doi.org/10.1080/09583150701721705>
- Lara, C. A. (2022). Interacciones bióticas y simbióticas de nematodos. *Herreriana*, 3(2), 37-41. DOI: <https://doi.org/10.29057/h.v3i2.7293>
- Laznik, Ž., Tóth, T., Lakatos, T., Vidrih, M. y Trdan, S. (2010). Control of the Colorado potato beetle (*Leptinotarsa decemlineata* [Say]) on potato under field conditions: A comparison of the efficacy of foliar application of two strains of *Steinernema feltiae* (Filipjev) and spraying with thiametoxam. *Journal of Plant Diseases and Protection*, 117, 129-135. <https://doi.org/10.1007/BF033563488>
- Migunova, V. D. y Sasanelli, N. (2021). Bacteria as Biocontrol Tool against Phytoparasitic Nematodes. *Plants*, 10(2), 389. <https://doi.org/10.3390/plants10020389>
- McKeen, C. D. y Mountain, W. B. (1960). Synergism between *Pratylenchus penetrans* (Cobb) and *Verticillium albo-atrum* R. & B. in eggplant wilt. *Canadian Journal of Botany*, 38(4), 789-794. <https://doi.org/10.1139/b60-068>
- McSorley, R. (2011). Trends in the *Journal of Nematology*, 1969-2009: Authors, States, Nematodes, and Subject Matter. *Journal of Nematology*, 43(2), 63-68. <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC3380458/>
- Neher, D. A. y Powers, T. O. (2023). Nematodes, Margaret Oliver. En M. J. Goss. (Ed.), *Encyclopedia of Soils in the Environment (Second Edition)* (pp. 105-111). Academic Press.
- Öğretmen, A., Yüksel, E. y Canhilal, R. (2020). Susceptibility of larvae of wireworms (*Agriotes* spp.) (Coleoptera: Elateridae) to some Turkish isolates of entomopathogenic nematodes under laboratory and field conditions. *Biological Control*, 149(1), 104320. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2020.104320>
- Patil, J., Vijayakumar, R., Linga, V. y Sivakumar, G. (2020). Susceptibility of Oriental armyworm, *Mythimna separata* (Lepidoptera: Noctuidae) larvae and pupae to native entomopathogenic nematodes. *Journal of Applied Entomology*, 144(7), 1-8. <https://doi.org/10.1111/jen.12786>
- Prasanna, B., Huesing, J. E., Eddy, R. y Peschke, V. M. (2018). *Fall Armyworm in Africa: A guide for integrated pest management*. CIMMYT Publications Repository. <https://repository.cimmyt.org/bitstream/handle/10883/19204/59133.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Rangel, J. C., Vázquez, M. F. y Del Rincón M. C. (2014). Caracterización biológica y molecular de cepas exóticas de baculovirus SfNPV, con actividad bioinsecticida hacia una población mexicana del gusano cogollero del maíz *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Interciencia*, 39(5), 320-326. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=33930879005>

- Ruiz, J. V., Aquino, T. B., Silva, M. E. y Girón, S. P. (2012). Integrated control of white grubs *Phyllophaga vetula* Horn (Coleoptera: Melolonthidae) with entomopathogenic agents in Oaxaca, Mexico. *Revista Científica UDO Agrícola*, 12(3), 609-616. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=4689919>
- Sánchez, J., Valle, J., Pérez, E., Neira, M. y Calderon, C. (2019). Control biológico de *Spodoptera frugiperda* en cultivo de *Zea mays*: Uso de nematodos entomopatógenos. *Scientia Agropecuaria*, 10(4), 551-557. <https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2019.04.12>
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera [SIAP]. (2017, 08 de junio). *Anuarios de Producción Agrícola*. Gobierno de México. <http://siap.sagarpa.gob.mx>.
- Terasaki, K. y Oneda, S. (1992). Suppression of  $Ds^+ \rightarrow \pi^+ p^0$  decay and possible existence of  $0^{--}(+)$  hybrid mesons. *Physical Review D*, 46(1), 470-475. <https://journals.aps.org/prd/abstract/10.1103/PhysRevD.46.470>
- Turrent, F. A., Cortes, F. J., Espinosa, C. A., Mejía, A. H. y Serratos, H. J. (2010). ¿Es ventajosa para México la tecnología actual de maíz transgénico? *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 1(4), 613-646. <https://www.scielo.org.mx/pdf/remexca/v1n4/v1n4a15.pdf>
- White, C., Holmes, H. y Morris, N. (2016). A review of the benefits, optimal crop management practices and knowledge gaps associated with different cover crop species (*Research Review* No. 90). AHDB Cereals & Oilseeds. <https://ahdb.org.uk/a-review-of-the-benefits-optimal-crop-management-practices-and-knowledge-gaps-associated-with-different-cover-crop-species>
- Yan, X., Shahid, A. M., Lin, Y., Gu, X., Zhang, L., Li, J. et al. (2020). Efficacy of entomopathogenic nematodes against the tobacco cutworm, *Spodoptera litura* (Lepidoptera: Noctuidae). *Journal of Economic Entomology*, 113(1), 64-72. <https://doi.org/10.1093/jee/toz262>



# Estrategias de control biológico: ácaros

Martha Patricia Chaires Grijalva<sup>1</sup>

Rogelio Enrique Palacios-Torres<sup>2</sup>

Natascha Marliece Rueda Martínez<sup>1</sup>

## Introducción

A nivel mundial, el uso de insecticidas está asociado con la contaminación ambiental, problemas de salud, riesgo de resistencia de plagas agrícolas y la afectación de los enemigos naturales. Actualmente, la producción de alimentos tiene como objetivo el rendimiento, la calidad, la seguridad alimentaria y la sostenibilidad, para lo cual se utilizan diferentes estrategias basadas en el manejo integrado de plagas (MIP) y el uso de agentes de control biológico (CB) que utiliza enemigos naturales, como parasitoides, depredadores y patógenos, usados para reducir y controlar las poblaciones de plagas de insectos y ácaros. VanLenteren (2012) afirma que existe una tendencia a buscar en primera instancia agentes naturales nativos, cuando se establece una nueva plaga en la región. Los insectos y ácaros (depredadores y parásitos) son bioagentes potenciales, tanto en los sistemas naturales como en los agroecosistemas.

Los ácaros presentan una amplia diversidad de formas, hábitos y comportamiento, su pequeño tamaño les permitió pasar desapercibidos por mucho tiempo (Hoffmann y López-Campos, 2000; Iraola, 2001). Es uno de los más diversos que existen en el planeta y rivaliza con los insectos en el número de especies (se considera que existe alrededor de un millón de tipos en el mundo, aunque día a día se conocen más) (Krantz y Walter, 2009); debido a su gran plasticidad biológica, se pueden adaptar a las condiciones que los rodean; además de que viven en el ecosistema marino a diferencia de los insectos (López-Campos y Vázquez-Rojas, 2012), tienen relaciones simbióticas con otros animales, entre las que se incluyen el parasitismo, comensalismo y foresia con diferentes resultados para ellos y sus huéspedes (Hoffmann y López-Campos, 2000). Muchas especies de vertebrados e invertebrados (acuáticos y terrestres) han desarrollado una asociación de parasitismo con ácaros de la cohorte Parasitengona, que incluye 27

<sup>1</sup>Unidad Académica Multidisciplinaria Mante-Centro, Universidad Autónoma de Tamaulipas.

Correo: : [machaires@uat.edu.mx](mailto:machaires@uat.edu.mx)

<sup>2</sup>Instituto de Agroingeniería, Ingeniería Agrícola Tropical, Universidad del Papaloapan.

superfamilias, entre ellas Calyptostomatoidea, Erythraeoidea y Trombidioidea, que presentan diversas especies que en su estado larval parasitan invertebrados, esta simbiosis es denominada parasitismo proteliano. Mientras que los estadios ninfales y el adulto tienen otros hábitos alimentarios, además de una diferencia morfológica entre larvas, ninfas, adultos (Małol, 2007; Lindquist et al., 2009; Chaires-Grijalva et al., 2021) y cohorte Heterostigmatina (con ocho superfamilias entre las que destacan Pygmephoridae, Pyemotoidea, Tarsonemidae, quienes tienen especies ectoparásitas que se alimentan principalmente de insectos holometábolos [Fain, 1994]). Los ácaros ectoparásitos, en especial los protelianos, se alimentan de sus insectos huéspedes, los debilitan o matan con tal de aumentar su propia capacidad de supervivencia, ocasionando modificaciones al equilibrio homeostático y de la respuesta adaptativa de su sistema inmune, por lo que juegan un papel muy importante en el control de las poblaciones de sus huéspedes (Chaires-Grijalva et al., 2021).

En la literatura se encontraron tres especies de ácaros del orden Trombidiformes, Suborden Prostigmata, que pertenecen a las familias Erythraeidae, Pyemotidae y Trombididae. *Balaustium putmani* Smiley (Erythraeidae) es una especie que en su estado larval tiene hábitos depredadores, mientras que *Pyemotes zhonghuajia* Yu, Zhang y He (Pyemotidae) y *Trombidium* sp. (Trombididae) son ácaros que en su estadio larval son parásitos protelianos. A continuación, se describen aspectos de cada uno de ellos y datos de la asociación con *Spodoptera frugiperda*.

## Ácaros depredadores

### Familia Erythraeidae: *Balaustium putmani*

Esta familia tiene un gran potencial en programas de control biológico a nivel mundial; sin embargo, su ciclo de vida complejo, que incluye alteraciones en el comportamiento alimentario y el hábitat, han influido en que su uso sea limitado. Se han reportado varias asociaciones de estos ácaros con diferentes especies de artrópodos de importancia agrícola, entre los que destacan los lepidópteros, pero no se han estudiado a fondo los efectos en sus poblaciones (Muñoz-Cárdenas et al., 2014). Las larvas son conocidas como parásitas de artrópodos, mientras que los adultos y las deutoninfas son depredadores libres. Existen excepciones a este comportamiento para el género *Balaustium* y otros eritreidos que son depredadores o se alimentan de polen en estadios larvales y postlarvales (Wohltmann et al., 2007; Małol et al., 2012; Małol y Wohltmann, 2012; Muñoz-Cárdenas et al., 2014).

Aunque no se ha probado su eficiencia como depredador en campo, los hábitos polífagos de algunas especies del género *Balaustium* sugieren que podrían utilizarse en el control biológico dirigido a varias especies de plagas agrícolas, ya que se encuentran en suelo y se alimentan de artrópodos que viven en las plantas (Muñoz-Cárdenas et al., 2014). Childers y Rock (1981) observaron a larvas y adultos de *B. putmani* alimentarse de huevos de *S. frugiperda* y de larvas de primer instar en laboratorio. La preferencia en el consumo de los huevos de artrópodos que actúan como presas representan un recurso relativamente fácil de adquirir para *Balaustium* (Reitz et al., 2006), además de una selección pasiva, ya que el tiempo de manipulación de huevos es menor que el de presas más desarrolladas (Collier et al., 2007). Esta sería una alternativa para el control del gusano cogollero; sin embargo, el ciclo biológico y las tasas de crecimiento del género *Balaustium* es largo en comparación al de sus presas, por lo que criarlo sería un proceso largo y costoso (Muñoz-Cárdenas et al., 2014, 2015). La Figura 1 muestra dos ejemplares del género *Balaustium*.

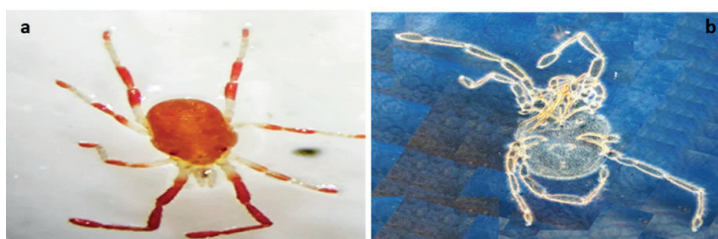


Figura 1. Especies del género *Balaustium*, a) aislado de campos de cultivos de maíz del estado de Morelos b) aislado de campos de cultivos de maíz del estado de Tamaulipas

Fuente: elaboración propia.

## Ácaros parásitos

### Familia Pyemotidae: *Pyemotes zhonghuajia*

Los miembros de la familia Pyemotidae son ácaros generalistas, parásitos de diferentes especies de insectos (Yu y Zhang, 2019), que utilizan neurotoxinas para paralizar a sus huéspedes y así alimentarse de ellos con éxito. Algunos autores mencionan que las hembras *P. zhonghuajia*, después de paralizar a sus huéspedes y alimentarse de ellos, pueden matarlos. Las neurotoxinas son tan fuertes que las hembras de piemótidos podrían matar organismos 680 veces mayores que ellas mismas (Lindquist, 1998; He et al., 2009; Liu et al., 2020; Tian et al., 2020; Chen et al., 2021).

*P. zhonghuajia* es un ácaro ectoparásito que se alimenta de plagas agrícolas y forestales [*Monochamus alternatus* Hope, *Anoplophora glabripennis* (Motschulsky), *Semanotus bifasciatus* (Motschulsky), *Diaphorina citri* Kuwayama, *S. frugiperda* y *Mythimna separata* (Walker) (Li et al., 2019; Lu et al., 2019; Guo et al., 2010; He et al., 2009; Liu et al., 2020)].

Su alta fecundidad, corto tiempo de desarrollo y toxicidad han hecho que sea considerado un buen agente de control para las plagas antes mencionadas. Se conoce que para el caso *S. frugiperda* (gusano cogollero), el ácaro prefiere parasitar y alimentarse de larvas o pupas. Las larvas elegidas son las del cuarto al sexto estadio, situándose en la parte abdominal y en las pupas la parte ventral del tórax. El parasitismo de *P. zhonghuajia* afecta la supervivencia, el tiempo de desarrollo, el peso de las pupas (en larvas de quinto estadio se observó una disminución de la ingesta acumulativa de alimento), la longevidad, la inmunidad y la fecundidad (la reduce y afecta la descendencia) del gusano cogollero, así como de los insectos parasitoides (Song et al., 2022). Estudios recientes lo proponen como un agente potencial de control biológico de *S. frugiperda* en el campo (Liu et al., 2020; Feng et al., 2022; Song et al., 2023). Los piemótidos son patógenos de humanos; al picar para alimentarse, la hembra de *P. zhonghuajia* inyecta saliva tóxica que contiene enzimas y otras sustancias que desencadenan una reacción inmunológica en la piel humana, generando lesiones conocidas como la picazón de paja o grano, principalmente en los trabajadores agrícolas o de graneros (Stingeni et al., 2023).

## **Trombidiidae: *Trombidium* sp.**

Los trombíidos son una familia de ácaros muy abundantes en zonas tropicales. Las larvas son ectoparásitos de varias especies de artrópodos entre los que se encuentran insectos y otros ácaros, mientras que los estadios postlarvales son de vida libre y morfológicamente diferentes, tienen hábitos depredadores y buscan a sus presas en las plantas y en la superficie del suelo (la salida a la superficie depende de la cantidad de luz solar y, en algunas especies, también de las precipitaciones [Robaux, 1974; Goldarazena et al., 2000]). Estos ácaros se desarrollan lentamente y solo tienen una generación anual, cada hembra produce varios cientos o más de huevos (Zhang, 1998, 1999). Son considerados como agentes de control biológico porque sus presas y huéspedes incluyen plagas de insectos y ácaros de importancia económica (Zhang, 1987, 1998).

Ogunfunmilayo et al. (2021) reportaron la presencia de un ácaro parásito de la familia Trombidiidae, género *Trombidium* en el gusano cogollero recolectado en Nigeria. Mencionan que provocó cambios morfológicos y de comportamiento en sus huéspedes a través de alimentación y muerte rápida (< 24 h) del primer instar larval.

Las etapas ectoparasitas redujeron la alimentación, el desarrollo y el movimiento de las larvas de gusano cogollero, lo que resultó en un aumento de la palidez del huésped de las larvas de gusano. En campo, se observaron ácaros parasitando larvas del primer al tercer estadio; sin embargo, en laboratorio se observó que después de cuatro a ocho días los ácaros pasaban a estadio de protoninfa cambiando sus hábitos alimentarios parasíticos a depredadores.

## Conclusión

En México no se han registrado especies de ácaros asociadas al gusano cogollero, por lo que es necesario buscar a los nativos (parásitos y depredadores) en campo; estudiar su biología, ecología y comportamiento; descubrir si tienen potencial para ser propuestos como enemigos naturales. Actualmente, existen registradas tres especies de ácaros que son agentes de control biológico para el gusano cogollero, lo que genera un creciente interés en las especies de ácaros depredadores y parásitos (Gupta y Kumar, 1998). Sin embargo, se deben encontrar otros nativos, mejorar las técnicas de manejo, producción y uso de estas especies tanto en laboratorio como en campo, incorporar estrategias de manejo integrado de plagas que atraigan y permitan que los enemigos naturales prosperen en el manejo del gusano cogollero.

## Referencias

- Chaires-Grijalva, M. P., Vázquez-Rojas, I. M., Martínez-Luque, E. O., Ruiz-Cancino, E. y Coronado-Blanco, J. M. (2021). New Host Data and Distribution for an Ectoparasitic Larva of *Leptus* 1 at Tamaulipas, Mexico. *Southwestern Entomologist*, 46(1), 265-270. <https://doi.org/10.3958/059.046.0127>
- Chen, Y., Tian, T., Chen, Y., Yu, L., Hu, J., Yu, X. et al. (2021). The biocontrol agent *Pyemotes zhonghuajia* has the highest lethal weight ratio compared with its prey and the most dramatic body weight change during pregnancy. *Insects*, 12(6), 1-11. <https://doi.org/10.3390/insects12060490>
- Childers, C. C. y Rock, G. C. (1981). Observations on the occurrence and feeding habits of *Balaustium pulmani* (Acari: Erythraeidae) in North Carolina apple orchards. *International Journal of Acarology*, 7(1-4), 63-68. <https://doi.org/10.1080/01647958108683244>
- Collier, K. F., Albuquerque, G. S., De Lima, J. O., Pallini, A. y Molina-Rugama, A. J. (2007). *Neoseiulus idaeus* (Acari: Phytoseiidae) as a potential biocontrol agent of the two-spotted spider mite, *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) in papaya: performance on different prey stage - host plant combinations. *Experimental and Applied Acarology*, 41, 27-36. <https://doi.org/10.1007/s10493-006-9041-2>
- Fain, A. (1994). Adaptation, specificity and host-parasite coevolution in mites (ACARI). *International Journal of Parasitology*, 24(8), 1273-1283. [https://doi.org/10.1016/0020-7519\(94\)90194-5](https://doi.org/10.1016/0020-7519(94)90194-5)
- Feng, B., Tian, T. A., Tian, Y., Song, Y. F., Tang X.-T., Yang M. et al. (2022). Parasitic behavior of *Pyemotes zhonghuajia* (Trombidiformes: Pyemotidae) on fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). *Systematic & Applied Acarology*, 27(9), 1745-1754. <https://doi.org/10.11158/saa.27.9.5>
- Goldarazena, A., Zhang, Z.-Q y Jordana, R. (2000). A new species and a new record of ectoparasitic mites from thrips in Turkey (Acari: Trombididae and Erythraeidae). *Systematic Parasitology*, 45, 75-80. <https://doi.org/10.1023/A:1006289526619>
- Guo, X., Xu, Z. C. y Xiong, D. P. (2010). Study of utilizing *Pyemotes zhonghuajia* to control *Semanotus bifasciatus* beetles. *Chinese Bulletin of Entomology*, 26(9), 136-138. <https://doi.org/10.11924/j.issn.1000-6850.2009-2729>
- Gupta, S. K. y Kumar, P. S. (2018). The underestimated worth of predatory and parasitic mites in India: does it really have to import exotic species for biological control? *CAB Reviews*, 13(31), <https://doi.org/10.1079/PAVSNNR201813031>
- He, L. M., Jiao, R., Yu, L. C., Xu, C. X., Hao, B. F. y Zhang, C. L. (2009). Utilizing *Pyemotes* spp. to control stem borers. *China Science Technology Achiev*, 10, 59-61.
- Hoffman, A. y López-Campos, M. G. (2000). *Biodiversidad de ácaros de México*. Editorial Fideicomiso Fondo para la Biodiversidad.

- Iraola, V. (2001). Introducción a los ácaros (II): Hábitats e importancia para el hombre. *SEA Entomología*, 28, 141-146. [http://sea-entomologia.org/PDF/BOLETIN\\_28/B28-037-141.pdf](http://sea-entomologia.org/PDF/BOLETIN_28/B28-037-141.pdf)
- Krantz, G. W. y Walter, D. E. (2009). *A Manual of Acarology* (3.a ed.). Texas Tech University Press.
- Li, L. T., He, L. M., Yu, L. C., He, X. Z., Xu, C., Jiao, R. et al. (2019). Preliminary study on the potential of *Pyemotes zhonghuajia* (Acari: Pyemotidae) in biological control of *Aphis citricola* (Hemiptera: Aphididae). *Systematic and Applied Acarology*, 24(6), 1116-1120. <https://doi.org/10.11158/saa.24.6.12>
- Lindquist, E. (1998). Evolution of phytophagy in trombidiform mites. *Experimental & Applied Acarology*, 22, 73-88. <https://doi.org/10.1023/A:1006041609774>
- Lindquist, E. E., Krantz, G. W. y Walter, D. E. (2009). Classification. En G. Krantz y E. Walker. (Eds.), *A Manual of Acarology* (pp. 97-103). Texas Tech University Press.
- Liu, J., Tian, T., Li, X., Chen, Y., Yu, X., Tan, X. et al. (2020). Is *Pyemotes zhonghuajia* (Acari: Pyemotidae) a suitable biological control agent against the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae)? *Systematic and Applied Acarology*, 25(4), 649-657. <https://doi.org/10.11158/saa.25.4.5>
- López-Campos, M. G. y Vázquez-Rojas, I. M. (2012). Generalidades de los ácaros. En E. G. Estrada-Venegas, M. P. Chaires-Grijalva, J. A. Acuña-Soto y A. Equihua-Martínez. (Eds.), *Ácaros de importancia en el suelo* (pp. 12-28). Colegio de Postgraduados.
- Lu, H. L., Li, L. T., Yu, L. C., He, L. M., Ouyang, G. C., Liang, G. W. et al. (2019). Ectoparasitic mite, *Pyemotes zhonghuajia* (Prostigmata: Pyemotidae), for biological control of asian citrus psyllid, *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae). *Systematic and Applied Acarology*, 24(3), 520-524. <https://doi.org/10.11158/saa.24.3.15>
- Małkol, J. (2007). Generic level review and phylogeny of Trombidiidae and Podothrombiidae (Acari: Actinotrichida: Trombidoidea) of the world. *Annales Zoologici*, 57(1), 1-194. <https://miiz.waw.pl/periodicals/annales-zoologici/abstracts/AZ-57-1-abstract.pdf>
- Małkol, J., Arijis, Y. y Wäckers, F. (2012). A new species of *Balaustium von Heyden*, 1826 (Acari: Actinotrichida, Erythraeidae) from Spain. *Zootaxa*, 3178(1), 1-21. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3178.1.1>
- Małkol, J. y Wohltmann, A. (2012). An annotated checklist of terrestrial *Parasitengona* (Actinotrichida: Prostigmata) of the World, excluding Trombiculidae and Walchiidae. *Annales Zoologici*, 62(3), 359-562. <https://doi.org/10.3161/000345412X656671>
- Muñoz-Cárdenas, K., Fuentes, L. S., Cantor, F., Rodríguez, D., Janssen, A. y Sabelis, M. W. (2014). Generalist red velvet mite predator (*Balaustium* sp.) performs better on a mixed diet. *Experimental and Applied Acarology*, 62, 19-32. <https://doi.org/10.1007/s10493-013-9727-1>

- Muñoz-Cárdenas, K., Fuentes-Quintero, L. S., Rueda-Ramírez, D., Rodríguez, C. D. y Cantor, R. F. (2015). The Erythraeoidea (Trombidiformes: Prostigmata) as Biological Control Agents, with Special Reference to the Genus *Balaustium*. En D. Carrillo, G. De Moraes y J. Peña. (Eds.), *Prospects for Biological Control of Plant Feeding Mites and Other Harmful Organisms* (pp. 207-239). Progress in Biological Control.
- Ogunfunmilayo, A. O., Kazeem, S. A., Idoko, J. E., Adebayo, R. A., Fayemi, E. Y., Adedibu, O. B. et al. (2021). Occurrence of natural enemies of fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Nigeria. *PLoS ONE*, 16(7), 1-13. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0254328>
- Reitz, S., Funderburk, J. y Waring, S. (2006). Differential predation by the generalist predator *Orius insidiosus* on congeneric species of thrips that vary in size and behavior. *Entomología Experimentalis et Applicata*, 119(3), 179-188. <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.2006.00408.x>
- Robaux, P. (1974). Recherches sur le developpement et la biologie des acariens 'Thrombidiidae'. *Mémoires du Muséum National d'Histoire Naturelle. Série A, Zoologie*, 85, 1-186. <https://www.biodiversitylibrary.org/page/57808444#page/3/mode/1up>
- Song, Y. F., Yu, L. C., Yang, M. F., Ye, S., Yan, B., Li, L. T. et al. (2022). A long-read genome assembly of a native mite in China *Pyemotes zhonghuajia* Yu, Zhang & He (Prostigmata: Pyemotidae) reveals gene expansion in toxin-related gene families. *Toxins*, 14(8), 571. <https://doi.org/10.3390/toxins14080571>
- Song, Y. F., Tian, T., Chen, Y., Zhang, K. S., Yang, M. F. y Liu, J. F. (2023). A mite parasitoid *Pyemotes zhonghuajia* negatively impacts the fitness traits and immune response of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda*. *Journal of Integrative Agriculture*, 23(1), 205-216. <https://doi.org/10.1016/j.jia.2023.05.022>
- Stingeni, L., Hansel, K., Casciola, G., Bianchi, L., Tramontana, M., Marietti, R et al. (2023). Human ectoparasitosis by mites of the genus *Pyemotes Amerling* 1861 (Acarina: Pyemotidae). *Italian Journal of Dermatology and Venereology*, 158(1), 4-14. Doi: 10.23736/S2784-8671.22.07481-3
- Tian, T., Yu, L., Sun, G., Yu, X., Li, L., Wu, C. et al. (2020). Biological control efficiency of an ectoparasitic mite *Pyemotes zhonghuajia* on oriental armyworm *Mythimna separata*. *Systematic and Applied Acarology*, 2(9), 1683-1692. <https://doi.org/10.111158/saa.25.9.13>
- Van-Lenteren, J. C. (2012). The state of commercial augmentative biological control: plenty of natural enemies, but a frustrating lack of uptake. *BioControl*, 57, 1-20. <https://doi.org/10.1007/s10526-011-9395-1>
- Wohltmann, A., Gabrys, G. y Małol, J. (2007). Acari: terrestrial parasitengona inhabiting transient biotopes. En U. G. Moltmann y B. Saglio. (Eds.), *Chelicerata: Araneae, Acari I. Süßwasserfauna von Mitteleuropa* (pp. 158-240). Springer Spektrum.

- Yu, L. y Zhang, Z. (2019). New zealand *Pyemotes* (Trombidiformes: Pyemotidae). *Systematic and Applied Acarology*, 24(6), 1014-1047. <https://doi.org/10.111158/saa.24.6.7>
- Zhang, Z. Q. (1987). Perspective of the utilization of trombidiod mites in IPM. *Plant Protect*, 13, 40-41. [http://www.plantprotection.ac.cn/ch/reader/view\\_abstract.aspx?file\\_no=19870123&flag=1](http://www.plantprotection.ac.cn/ch/reader/view_abstract.aspx?file_no=19870123&flag=1)
- \_\_\_\_\_. (1998). Biology and ecology of trombidiid mites (Acari: Trombidioidea). *Experimental and Applied Acarology*, 22, 139-155. <https://doi.org/10.1023/A:1006002028430>
- \_\_\_\_\_. (1999). Biology and ecology of trombidiid mites (Acari: Trombidioidea). En, J. Bruin, L. P. Van-Der-Geest y M. W. Sabelis. (Eds.), *Ecology and Evolution of the Acari* (pp. 277-289). Springer Dordrecht.



# Estrategias de control biológico: parasitoides

Elsa Verónica Herrera Mayorga<sup>1</sup>

Ana Karen Serrano Domínguez<sup>2</sup>

Miriam Polet Montoya Requena<sup>1</sup>

## Introducción

El control biológico natural es ejercido por enemigos naturales entre los que destacan los parasitoides, quienes han demostrado su importancia como reguladores de poblaciones de diferentes plagas (Bustillo, 2019; Cebolla et al., 2019). Dicha regulación es debido a su especificidad, ya que los parasitoides poseen una limitación en su rango de hospederos, es decir, atacan a un número pequeño de especies. El gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) es un organismo originario de las regiones tropicales y subtropicales de América, y que recientemente ha ampliado su distribución geográfica. En su área de distribución nativa tiene un número importante de parasitoides (Bahena et al., 2002; Molina-Ochoa et al., 2003; Jaraleño-Teniente et al., 2020; Ávila-Rodríguez et al., 2023; Padilla-Cortes et al., 2025), que se ha elevado con su migración al resto del mundo (Sagar et al., 2022; Zhao et al., 2024; Grof-Tisza et al., 2025). Dada la diversidad de parasitoides registrados de *S. frugiperda*, existen variaciones importantes en cuanto a la biología, ecología, distribución geográfica y eficiencia como agentes de control sobre el gusano cogollero. Por las características antes mencionadas, el uso de parasitoides del gusano cogollero es crucial para la implementación de programas de manejo de esta plaga. A continuación, se abordará el comportamiento de estos enemigos naturales, los grupos taxonómicos más frecuentes en México y métodos de aplicación.

---

<sup>1</sup>Unidad Académica Multidisciplinaria Mante-Centro, Universidad Autónoma de Tamaulipas.  
Correo: [evherrera@docentes.uat.edu.mx](mailto:evherrera@docentes.uat.edu.mx)

<sup>2</sup> Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional, Unidad Durango, Instituto Politécnico Nacional.

## Comportamiento de los parasitoides

En ecosistemas naturales y agroecosistemas se encuentran larvas de *S. frugiperda* con parasitismo evidente (Figura 1), lo que ha fomentado la investigación en métodos de manejo de plagas basados en sus interacciones ecológicas. En su mayoría, los parasitoides son utilizados para el control de una especie específica, a través de mecanismos de detección desarrollados por el parasitoide, que permiten identificar a su hospedero mediante señales químicas y sensoriales (Bernal, 2007; Ruschioni et al., 2015).

Se ha descrito la capacidad de los parasitoides para ubicar las áreas donde se encuentra su hospedero. La localización y reconocimiento del hospedero es un proceso de suma importancia, su éxito reproductivo y efectividad como agente de control dependen de ello. Este proceso ocurre gracias a la capacidad del parasitoide para responder a estímulos químicos y visuales que tienen función atrayente (Paré y Tumlinson, 1999). Dichos incentivos corresponden a compuestos químicos volátiles emitidos por plantas hospederas que sirven como atrayentes de largo alcance, así como los impulsos físicos y químicos emitidos por el hospedero que funcionan con corto alcance, la vibración producida durante la alimentación del hospedero sobre la planta (Fischer et al., 2001), los compuestos provenientes de la saliva o excremento (Reddy et al., 2002; Wei et al., 2013), así como también los compuestos orgánicos volátiles producidos por la planta hospedera en respuesta a la herbivoría (Ortiz-Carreón et al., 2019). Las señales de corto alcance son las que resultan más confiables para el parasitoide. Otro factor determinante es la calidad del insecto a parasitar; este debe tener un tamaño adecuado y estar libre de sustancias tóxicas (metabolitos de plantas ingeridas o residuos de agroquímicos consumidos por el huésped) y, en algunos casos, el parasitoide puede inducir una “manipulación”, es decir, impulsar cambios en el comportamiento para favorecer a su descendencia o con algún otro interés (Rios-Casanova, 2011; Weinersmith, 2019). Algunos de los compuestos volátiles utilizados en la identificación de *S. frugiperda* por el parasitoide *Chelonus insularis* Cresson, 1865 (Braconidae) son  $\alpha$ -pineno y el  $\alpha$ -copaeno cuando la larva ataca a cultivos de maíz (Roque-Romero et al., 2020).



Figura 1. Larvas de *Spodoptera frugiperda* parasitadas

Fuente: Herrera-Mayorga, 2024.

## Parasitismo natural en México

En México, la producción de maíz para el 2021 fue de más de 27 millones de toneladas; siendo el séptimo productor de este grano a nivel mundial. En los 32 estados de la República se ha registrado la presencia de parasitoides de *S. frugiperda*, destacando Sinaloa, Jalisco, Estado de México, Guanajuato, Michoacán y Sonora (SADER, 2023).

Los parasitoides son organismos caracterizados por depositar sus huevecillos dentro o sobre un organismo hospedero, consumiendo sus tejidos y causándole la muerte (Villegas-Mendoza et al., 2015). Los parasitoides de *S. frugiperda* se encuentran establecidos en sitios donde se cultivan a sus plantas hospederas, como en los estados de Sinaloa y Sonora, una de las principales áreas productoras de maíz en México. Los parasitoides himenópteros que se registran son *Cotesia marginiventris* Cresson, 1865, especies de los géneros *Chelonus* Panzer, 1806 y *Meteorus* Haliday, 1835 (Braconidae), *Pristomerus spinator* (Fabricius, 1804) (Ichneumonidae) y el díptero *Lespesia* sp. (Tachinidae) (Cortez-Mondaca et al., 2010; Cortez-Mondaca et al., 2012; López et al., 2018). Además, en los estados de Coahuila y Durango se han registrado *Trichogramma* spp., *Aleiodes laphygmae* (Viereck, 1912), *Chelonus* (*Microchelonus*) *cautus* (Cresson, 1872), *Euplectrus* nr. *platyhyphenae*, *Campoletis sonorensis* Cameron, 1886, *Ophion flavidus* Brullé, 1846 y *Archytas* nr. *marmoratus* (García-Gutiérrez et al., 2013; García-González et al., 2020; González-Maldonado et al., 2020; Ávila-Rodríguez et al., 2023), con *C. sonorensis* y *Ch. insularis* como las especies predominantes en Durango (González-Maldonado et al., 2014). En Nayarit, el mayor número de especies fue registrado por la familia Braconidae con *Ch. cautus*, *Ch. insularis*, *Chelonus* (*Chelonus*) *sonorensis* Cameron, 1886, *C. marginiventris*, *Meteorus arizonensis* Muesebeck, 1923, y *Meteorus laphygmae* Viereck, 1913, como parasitoides de *S. frugiperda* (Gutiérrez-Ramírez et al., 2015).

Tamaulipas también registra una buena diversidad de parasitoides de *S. frugiperda*. En la región norte se ha descrito la presencia de *M. laphygmae* (Villegas-Mendoza et al., 2015), especies de los géneros *Aleiodes* Wesmael, 1838, *Chelonus*, *Euplectrus* Westwood, 1832, *Ophion* Fabricius, 1798 y *Trichogramma* Westwood, 1833 (Serrano-Domínguez et al., 2019), mientras que en la región centro-sur se presentan *M. arizonensis*, *C. sonorensis* y *Telenomus remus* Nixon, 1937 (Molina-Ochoa et al., 2001; Serrano-Domínguez et al., 2019; Serrano-Domínguez et al., 2020).

Respecto a la región sur, en Oaxaca se encontraron a 12 especies de parasitoides de los géneros *Goniozus* Förster, 1851, *Chelonus*, *Cotesia* Cameron, 1891, *Homolobus* Förster, 1862, *Campoletis* Förster, 1869, *Eiphosoma* Cresson, 1865, *Mesochorus* Gravenhorst, 1829, *Microcharops* Roman, 1910, *Ophion*, *Pristomerus* Curtis, 1836, *Euplectrus*, *Archytas* Jaenicke, 1867 y *Lespesia* Robineau-Desvoidy, 1863 asociados a maíz nativo de la región (Cruz-Sosa, 2009; Padilla-Cortes, 2025). En el estado de Yucatán se ha reportado a *Lespesia archippivora* (Riley, 1871), *Archytas marmoratus* (Townsend, 1915), *Winthemia* sp. y *Euplectrus platyhypenae* Howard, 1885 como parasitoides de *S. frugiperda* (Delfín-González et al., 2007); mientras que en Campeche se reportaron varios géneros de Ichneumonidae asociados a cultivo de maíz y relacionados con *S. frugiperda* (Orozco-Peón et al., 2019). Hacia el sur de Veracruz se registró también a *L. archippivora*, *A. laphygmae*, *C. marginiventris*, *Ch. cautus*, *Ch. insularis*, *Eiphosoma vitticole* Cresson, 1865, *P. spinator*, y *Euplectrus* sp. (Golpe-Quevedo et al., 2022).

En el municipio de Texcoco del Estado de México, la mortalidad en estados inmaduros de *S. frugiperda* en campo e invernaderos se ha asociado a parasitismo por *C. sonorensis* y *Winthemia occidentis* Reinhard, 1931 (Tachinidae) (Ortiz, 2022). Guanajuato es otro importante productor de maíz donde se registra la presencia de *S. frugiperda*. En esta población se ha evaluado la efectividad del parasitoide *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner (Trichogrammatidae), único parasitoide utilizado para el manejo integrado de plagas en este estado. Además, se monitoreó la presencia de otros depredadores en campos de maíz y sorgo, identificando la presencia de dos principales parasitoides de huevos, *T. atopovirilia* y *Ch. insularis*. También se evaluó el potencial de parasitismo, a nivel de laboratorio de algunos tricogramátidos para su posible uso en programas de control biológico contra *S. frugiperda* (Jaraleño-Teniente et al., 2020).

## Familias de importancia

Uno de los órdenes más abundantes de los parasitoides son los himenópteros, entre los que sobresalen las familias Braconidae e Ichneumonidae, donde especies como *Ch. insularis* y *C. sonorensis*, respectivamente, son las avispas parasitoides más recuperadas en espacios naturales y en parcelas de maíz con bajo número de aplicaciones de agroquímicos; estos organismos ejercen un control natural sobre el gusano cogollero (Hernández-Trejo et al., 2018). A continuación, se describen algunas de las especies de mayor relevancia. La avispa *Ch. insularis* es uno de los parasitoides clave en el control de *S. frugiperda* que se comporta como un endoparásito de huevecillos. Se encuentra distribuido en cultivos de maíz en México y se ha reconocido por causar alta mortalidad (Jourdie et al., 2009). Las hembras de este parasitoide depositan sus huevecillos dentro de los del huésped, que se desarrollan hasta el tercer estadio; posteriormente, emerge del hospedero, se termina de alimentar de la larva, al consumirla sale de ella y construye un pupario ovalado de 6 mm del cual emergen los adultos (Figura 2) (Zenner et al., 2006).



Figura 2. Hembra de *Chelonus insularis* ovopositando en huevos de *Spodoptera frugiperda* Fuente: Serrano-Domínguez, 2024.

*Camptolepis sonorensis* es un endoparasitoide solitario de la familia Ichneumonidae que ataca larvas en estadio temprano. Esta especie, cuando parasita a su hospedero y comienza a crecer en su interior, produce una mancha blanca que se va extendiendo sobre todo el cuerpo de la larva de *S. frugiperda* conforme se desarrolla el parasitoide, la larva huésped deja de comer y comienza a tomar una coloración verde claro hasta un rosa claro. Finalmente, la larva del parasitoide sale para crear el cocón (pupario) del huésped, quedando únicamente la cápsula cefálica y el tegumento del cuerpo vacío (Ayqui-Vilca, 1993).

Otras especies de parasitoides de *S. frugiperda* son las del género *Meteorus* (Hymenoptera: Braconidae), del cual se han registrado 340 especies endoparasitoides koinobiontes de lepidópteros. El comportamiento de estas avispa involucra el crecimiento de la larva en el interior de su hospedero por 9 o 10 días, causando su muerte; después emerge creando una pupa, para pasar al estadio de adulto en el que vive 20 días en promedio (González-Maldonado et al., 2020).

Dentro de los chalcidoideos, uno de los enemigos naturales que también ha registrado numerosos casos de parasitismo natural es *E. platyhyphenae* (Eulophidae) (Molina-Ochoa et al., 2001, 2004; Delfín-González et al., 2007; Serrano-Domínguez et al., 2018). Esta especie es un parasitoide gregario de larvas que puede atacar a todos los estadios larvales de *S. frugiperda* a excepción del primero, además de que tiene preferencia por larvas que mudaron recientemente sobre las que están próximas a pasar al siguiente estadio (Murúa y Virla, 2004). Su ciclo de vida puede durar entre diez y 18 días (Clausen, 1940; Caballero, 1999), además de que se pueden desarrollar hasta 45 larvas sobre una de *S. frugiperda* parasitada por esta especie (Figura 3) (Clausen, 1940).



Figura 3. Larva de *Spodoptera frugiperda* muerta por parasitismo de *Euplectrus* sp.

Fuente: Serrano-Domínguez, 2024.

En la imagen se aprecian los restos de *cocoones* de esta especie, los cuales asemejan conjuntos de hilos de seda superpuestos.

El bráconido *C. marginiventris* es un endoparásitoide que ataca a larvas de varias especies de lepidópteros. En los hospederos sobre los que se ha descrito parte de su comportamiento, se observa que las hembras parasitan larvas de los estadios uno a tres; el desarrollo de los estados inmaduros dentro del hospedero tarda, al menos, seis días (Boling y Pitre, 1970). En México se ha registrado su presencia como enemigo natural de *S. frugiperda* en Colima, Jalisco, Michoacán y Sinaloa (Cortez-Mondaca et al., 2012; Molina-Ochoa et al., 2001; Molina-Ochoa et al., 2004).

Los parasitoides de la familia Trichogrammatidae utilizan como hospederos a lepidópteros en estado de huevo. En México se han utilizado especies del género *Trichogramma* para el control biológico en cultivos de maíz (van Lenteren y Bueno, 2003); algunas identificadas que se producen en centros de reproductores en México son *Trichogramma exiguum* Pinto y Platner, 1978, *Trichogramma fuentesi* Torre, 1980, *Trichogramma pinto* Voegelé, 1982 y *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (García-González et al., 2005). Para la aplicación de los tricogramas se utilizan tarjetas, generalmente de una pulgada cuadrada, que contienen huevos parasitados por el insecto benéfico. Estas se colocan considerando una dosis de diez mil parasitoides por hectárea (Hernández, 1986). En evaluaciones realizadas sobre el parasitismo que ejercen algunas de estas especies sobre *S. frugiperda* en laboratorio puede llegar hasta 70 %, mientras que en campo no supera el 10 % (Jaraleño-Teniente et al., 2020), lo cual puede deberse a las barreras físicas que presentan las masas de huevos de *S. frugiperda* (Beserra et al., 2005) y en el caso de las liberaciones en campo para el control de esta plaga, a la calidad del parasitoide relacionada con la fecundidad total (González-Cabrera et al., 2014).

A la familia Scelionidae pertenece la especie *T. remus*, cuyos estados inmaduros utilizan como hospederos a huevos de algunas especies de lepidópteros. En ensayos de laboratorio se observan los mayores porcentajes de parasitismo sobre huevos de *S. frugiperda* de 0-24 h de edad, porcentaje que decrece drásticamente con huevos de más de 24 h de edad; de igual manera, la proporción sexual muestra un comportamiento similar en relación con el número de hembras de la progenie, ya que este disminuye a medida que la edad del hospedero aumenta. Asimismo, las hembras más jóvenes de *T. remus* producen más progenie y la longevidad de esta se favorece cuando la densidad de huevos del hospedero ofrecida al parasitoide es menor (Morales et al., 2000).

## Conclusiones

La diversidad de parasitoides como enemigos naturales de *S. frugiperda* representa una herramienta valiosa para el control de este insecto plaga. Los parasitoides más representativos, según los registros, pertenecen al orden Hymenoptera, donde sobresalen las familias Ichneumonidae y Braconidae, cuyas especies se alimentan de los primeros estadios de *S. frugiperda*. Los estudios sobre parasitismo en *S. frugiperda* son prometedores; sin embargo, se ha empleado principalmente a *Trichogramma* spp. en programas de control biológico y en etapas iniciales del cultivo. Para la implementación de un programa adecuado es necesario considerar la fenología del cultivo, así como el ciclo de vida del gusano cogollero a lo largo del cultivo. Un enfoque holístico en el manejo de plagas podría favorecer el control biológico natural de *S. frugiperda* por sus enemigos naturales.

## Referencias

- Ávila-Rodríguez, V., Rivera-Zamarripa, D., Nava-Camberos, U., Czaja, A., García-de la Peña, M. C., Estrada-Rodríguez, J. L. et al. (2023). Parasitismo natural de *Spodoptera frugiperda* en maíz en la Comarca Lagunera, México. *Southwestern Entomologist*, 48(1), 195-201.
- Ayqui-Vilca, S. I. (1993). Morfología y biología de *Campoletis curvicauda* (Hymenoptera: Ichneumonidae) parasitoide de *Spodoptera frugiperda*. *Revista Peruana de Entomología*, 35(6), 31-36. <https://sisbib.unmsm.edu.pe/BVRevistas/entomologia/v35/pdf/a09v35.pdf>
- Bahena, J. F., Arredondo, B. H., Vázquez, M. G., González, H. A. y Miranda, S. M. (2002). Parasitoides del gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) en el Occidente de México. *Entomología Mexicana*, 1, 260-265.
- Bernal, J. S. (2007). Biología, ecología y etología de parasitoides. En L. A. Rodríguez-del-Bosque y H. C. Arredondo-Bernal. (Eds.), *Teoría y aplicación del control biológico* (pp. 61-74). Sociedad Mexicana de Control Biológico.
- Beserra, E. B., Días, C. T. y Parra, J. R. (2005). Behavior of *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner and *T. pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) on *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) egg masses. *Brazilian Journal of Biology*, 65(1), 9-17. <https://doi.org/10.1590/S1519-69842005000100003>
- Boling, J. C. y Pitre, H. N. (1970). Life history of *Apanteles marginiventris* with descriptions of immature stages. *Journal of the Kansas Entomological Society*, 43(4), 465-470. <https://www.jstor.org/stable/25082364>
- Bustillo, A. (2019). Avances en el desarrollo de controladores biológicos de plagas de la palma de aceite en Colombia. *Revista Palmas*, 40(2), 169-178.
- Caballero, S. H. (1999). Estudio biológico sobre *Euplectrus plathyphenae* Howard (Hymenoptera: Eulophidae). *Fitosanidad*, 3, 43-47. <https://agris.fao.org/search/es/records/647245ed2c1d629bc9796a20>
- Cebolla, R., Urbaneja, A. y Tena, A. (2019). Avances en el control biológico del piojo rojo de California en cítricos por parasitoides del género *Aphytis*. *Phytoma*, 307, 32-37.
- Clausen, C. P. (1940). *Entomophagous insects*. Mc Graw-Hill.
- Cortez-Mondaca, E., Armenta-Cárdenas, I. y Bahena-Juárez, F. (2010). Parasitoides y porcentaje de parasitismo sobre el gusano cogollero (Lepidoptera: Noctuidae) en el sur de Sonora, México. *Southwestern Entomologist*, 35, 199-203.
- Cortez-Mondaca, E., Pérez-Márquez, J. y Bahena-Juárez, F. (2012). Control biológico de gusano cogollero (Lepidoptera: Noctuidae) en maíz y en sorgo en el norte de Sinaloa, México. *Southwestern Entomologist*, 37(3), 423-428. <http://dx.doi.org/10.3958/059.037.0320>

- Cruz-Sosa, E. (2009). *Evaluación del parasitismo natural de Spodoptera frugiperda (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) en maíz* [Tesis de maestría, Instituto Politécnico Nacional CIIDIR Oaxaca]. Repositorio Institucional CIIDIROAXACA. [http://literatura.ciidiroaxaca.ipn.mx:8080/xmlui/handle/LITER\\_CIIDIROAX/83](http://literatura.ciidiroaxaca.ipn.mx:8080/xmlui/handle/LITER_CIIDIROAX/83)
- Delfín-González, H., Bojórquez-Acevedo, M. y Manrique-Saide, P. (2007). Parasitoids of fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) from a traditional maize crop in the Mexican state of Yucatan. *Florida Entomologist*, 90(4), 759-761. <https://www.jstor.org/stable/20065902>
- Fernández-Arhex, V. y Corley, J. C. (2003). The Functional Response of Parasitoids and its Implications for Biological Control. *Biocontrol Science and Technology*, 13(4), 403-413. <https://doi.org/10.1080/0958315031000104523>
- Fischer, S., Samietz, J., Wäckers, F. L. y Dorn, S. (2001). Interaction of vibrational and visual cues in parasitoid host location. *Journal of Comparative Physiology A*, 187, 785-791.
- García-González, F., González-Hernández, A. y España-Luna, M. P. (2005). Especies de *Trichogramma Westwood* (Hymenoptera Trichogrammatidae) presentes en centros reproductores de México. *Acta Zoológica Mexicana*, 21(3), 125-135. <https://www.scielo.org.mx/pdf/azm/v21n3/v21n3a6.pdf>
- García-González, F., Rios-Velasco, C. e Iglesias-Pérez, D. (2020). Chelonus and Campoletis as main parasitoids of *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) in forage maize of Lagunera Region, Mexico. *Southwestern Entomologist*, 45(3), 639-642. <https://doi.org/10.3958/059.045.0306>.
- García-Gutiérrez, C., González-Maldonado, M. y González-Hernández, A. (2013). Parasitismo natural de Braconidae e Ichneumonidae (Hymenoptera) sobre *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 39(2), 211-215. <http://www.scielo.org.co/pdf/rcen/v39n2/v39n2a06.pdf>
- Grof-Tisza, P., Patiño, Y., Erb, C., Nobel, G., Clancy, M. V. y Benrey, B. (2025). Associational resistance in the milpa: herbivore-induced maize volatiles enhance extrafloral nectar-mediated defenses in common bean via shared parasitoids. *New Phytologist Foundation*, 246(3), 1319-1332. <https://doi.org/10.1111/nph.70029>
- Golpe-Quevedo, A., Quevedo-Guerrero, A., Velázquez-Silvestre, M. G., Castillo-Capitán, G. y Rodríguez-Lozano, A. (2022). Parasitoides de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) nativos del sur de Veracruz. *Revista Biológico-Agropecuaria Tuxpan*, 10(2), 191-201. <http://dx.doi.org/10.47808/revistabioagro.v10i2.443>
- González-Cabrera, J., Arredondo-Bernal, H. C. y Stouthamer, R. (2014). Quality assessment of trichogramma parasitoids (*Trichogramma* spp.) from six mexican insectaries. *Agrociencia*, 48, 321-329.

- González-Maldonado, M. B., García-Gutiérrez, C. y González-Hernández, A. (2014). Parasitismo y distribución de *Camptoplex sonorensis* Cameron (Hymenoptera: Ichneumonidae) y *Chelonus insularis* Cresson (Hymenoptera: Braconidae), parasitoides del gusano cogollero en maíz en Durango, México. *Vedalia*, 15(1), 47-53.
- González-Maldonado, M. B., Coronado-Blanco, J. M. y Lomeli-Flores, J. R. (2020). Nuevos registros de braconidos (Hymenoptera: Braconidae) parasitoides de gusano cogollero, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) en Durango, México. *Revista Colombiana de Entomología*, 46(2), 1-5. <https://doi.org/10.25100/socolen.v46i2.8435>
- Gutiérrez-Ramírez, A., Robles-Bermúdez, A., Cambero-Campos, J., Santillán-Ortega, C., Ortiz-Catón, M., Coronado-Blanco, J. M. et al. (2015). Parasitoides de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) encontrados en Nayarit, México. *Southwestern Entomologist*, 40(3), 555-564. <http://dx.doi.org/10.3958/059.040.0314>
- Hernández, B. A. (1986). *Guía para la liberación de Trichogramma spp. West. en el cultivo del maíz* [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional Autónoma de México]. Repositorio Institucional UNAM. [https://repositorio.unam.mx/contenidos/guia-para-la-liberacion-de-trichogramma-spp-west-en-el-cultivo-del-maiz-3496508?c=EYxmm1&d=false&q=\\*&i=2&v=1&t=search\\_1&as=0](https://repositorio.unam.mx/contenidos/guia-para-la-liberacion-de-trichogramma-spp-west-en-el-cultivo-del-maiz-3496508?c=EYxmm1&d=false&q=*&i=2&v=1&t=search_1&as=0)
- Hernández-Trejo, A., Osorio-Hernández, E., López-Santillán, J. A., Ríos-Velasco, C., Varela-Fuentes, S. E. y Rodríguez-Herrera, R. (2018). Insectos benéficos asociados al control del gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*) en el cultivo de maíz (*Zea mays* L.). *Agroproductividad*, 11(1), 9-14.
- Jaraleño-Teniente, J., Lomeli-Flores, J. R., Rodríguez-Leyva, E., Bujanos-Muñiz, R. y Rodríguez-Rodríguez, S. E. (2020). Egg parasitoids survey of *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) in maize and sorghum in Central Mexico. *Insects*, 11(3), 157. <https://doi.org/10.3390/insects11030157>
- Jourdie, V., Alvarez, N., Turlings, T. C. y Franck, P. (2009). Isolation and characterization of polymorphic microsatellite loci in two primary parasitoids of the noctuid *Spodoptera frugiperda*: *Chelonus insularis* and *Camptoplex sonorensis* (Hymenoptera). *Molecular Ecology Resources*, 9(1), 171-173. <https://doi.org/10.1111/j.1755-0998.2008.02408.x>
- López, M. A., Martínez-Castillo, A. M., García-Gutiérrez, C., Cortez-Mondaca, E. y Escobedo-Bonilla, C. M. (2018). Parasitoides y entomopatógenos asociados con el gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda*, en el norte de Sinaloa. *Southwestern Entomologist*, 43(4), 867-881.
- Molina-Ochoa J., Hamm, J. J., Lezama-Gutiérrez, R., López-Edwards, M., González-Ramírez, M. y Pescador-Rubio, A. (2001). A survey of fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) parasitoids in the Mexican states of Michoacan, Colima, Jalisco, and Tamaulipas. *Florida Entomologist*, 84(1), 31-36. <http://dx.doi.org/10.2307/3496659>
- Molina-Ochoa J., James, E., Carpenter, E. A., Heinrichs, J. y Foster, E. (2003). Parasitoids

- and parasites of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in the Americas and Caribbean basin: an inventory. *Florida Entomologist*, 86(3), 254-289. [https://doi.org/10.1653/0015-4040\(2003\)086\[0254:PAPOSF\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1653/0015-4040(2003)086[0254:PAPOSF]2.0.CO;2)
- Molina-Ochoa, J., Carpenter, J. E., Lezama-Gutiérrez, R., Foster, J. E., González-Ramírez, M., Angel-Sahagún, C. A. et al. (2004). Natural distribution of hymenopteran parasitoids of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) larvae in Mexico. *Florida Entomologist*, 87(4), 461-472.
- Morales, J., Gallardo, V., Vásquez, C. y Ríos, Y. (2000). Patrón de emergencia, longevidad, parasitismo y proporción sexual de *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae) con relación al cogollero del maíz. *Bioagro*, 12(2), 47-54. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=85712203>
- Murúa, G. y Virla, E. G. (2004). Contribution to the biological knowledge of *Euplectrus plathypenae* (Hymenoptera: Eulophidae), a parasitoid of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Argentina. *Folia Entomológica Mexicana*, 43(2), 171-180.
- Orozco-Peón, O., González-Moreno, A., Ruíz-Sánchez, E. y Tun-Suárez, J. M. (2019). Comunidades y gremios de parasitoides (Hymenoptera: Ichneumonidae) en cultivo de maíz y selva baja caducifolia circundante. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios*, 6(17), 195-205.
- Ortiz A., E. (2022). *Mortalidad de estados inmaduros de Spodoptera frugiperda (Lepidoptera Noctuidae) en campo*. [Tesis de maestría, Universidad de Texcoco]. Repositorio institucional ColPosDigital. [http://colposdigital.colpos.mx:8080/jspui/bitstream/handle/10521/5006/Ortiz\\_Andrade\\_E\\_MC\\_F\\_Entomologia\\_Acarologia\\_2022.pdf?jsessionid=385AE975CC923F2EEDC0A05990293EEA?sequence=1](http://colposdigital.colpos.mx:8080/jspui/bitstream/handle/10521/5006/Ortiz_Andrade_E_MC_F_Entomologia_Acarologia_2022.pdf?jsessionid=385AE975CC923F2EEDC0A05990293EEA?sequence=1)
- Ortiz-Carreón, F. R., Cisneros-Hernández, J. y Malo-Rivera, E. A. (2019). Respuesta olfativa de *Chelonus insularis* Cresson, 1865 (Hymenoptera: Braconidae) a compuestos volátiles emitidos por plantas de maíz. *Entomología Mexicana*, 6, 346-351.
- Padilla-Cortes, E., Martínez-Martínez, L., Diego-Flores, P. y Chávez-Servia, J. L. (2025). Damage and entomophagy in natural infestations of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in maize landraces in Oaxaca, Mexico. *Journal of Entomological Science*, 60(1), 107-128.
- Paré, P. W. y Tumlinson, J. H. (1999). Plant volatiles as a defense against insect herbivores. *Plant Physiology*, 121, 325-331.
- Reddy, G. V., Holopainen, J. K. y Guerrero, A. (2002). Olfactory responses of *Plutella xylostella* natural enemies to host pheromone, larval frass, and green leaf cabbage volatiles. *Journal of Chemical Ecology*, 28(1), 131-143.

Rios-Casanova, L. (2011) ¿Qué son los parasitoides? *Revista- Academia Mexicana de Ciencias*,

- 62(2), 20-25. <https://www.revistaciencia.amc.edu.mx/index.php/ediciones-antiores/ediciones-antiores/238-vol-62-num-2-abril-junio-2011>
- Roque-Romero, L., Cisneros, J., Rojas, J. C., Ortiz-Carreón, F. R. y Malo, E. A. (2020). Attraction of *Chelonus insularis* to host and host habitat volatiles during the search of *Spodoptera frugiperda* eggs. *Biological Control*, 140, 104100. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2019.104100>
- Ruschioni, S., van Loon, J. J., Smid, H. M. y van Lenteren, J. C. (2015). Insects can count: Sensory basis of host discrimination in parasitoid wasp revealed. *PLoS ONE*, 10(10), e0138045. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0138045>.
- Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural [SADER]. (2023, 10 de marzo). Maíz, cultivo de México. Gobierno de México. <https://www.gob.mx/agricultura/articulos/maiz-cultivo-de-mexico#:~:text=Cultivo%20de%20ma%C3%ADz%20en%20M%C3%A9xico,los%2032%20estados%20del%20pa%C3%ADs>.
- Sagar, D., Suroshe, S. S., Keerthi, M. C., Poorani, J., Gupta, A. y Chandel, R. K. (2022). Native parasitoid complex of the invasive fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) from Northern India. *International Journal of Tropical Insect Science*, 42, 2773-2778.
- Serrano-Domínguez, A. K., Coronado-Blanco, J. M., Ruíz-Cancino, E., López-Santillán, J. A., Estrada-Drouaillet, B. y Salas-Araiza, M. D. (2018). Avispas parasitoides del gusano cogollero en el estado de Tamaulipas, México. *Boletín de la Sociedad Mexicana de Entomología*, 5(1), 1-3. [https://www.acaentmex.org/boletin/revista/2019Abril/Bol5\(1\)\\_1-3.pdf](https://www.acaentmex.org/boletin/revista/2019Abril/Bol5(1)_1-3.pdf)
- \_\_\_\_\_. (2019). *Euplectrus platyhyphenae* Howard, 1885 (Hymenoptera: Eulophidae) en el control biológico de plagas. *Boletín de la Sociedad Mexicana de Entomología*, 5(2), 50-56. [https://www.acaentmex.org/boletin/revista/2019Agosto/Bol\\_50-55\\_2019.pdf](https://www.acaentmex.org/boletin/revista/2019Agosto/Bol_50-55_2019.pdf)
- \_\_\_\_\_. (2020). Parasitoids of fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*, at three localities of the state of Tamaulipas, Mexico. *Southwestern Entomologist*, 45(4), 907-915.
- Serrano-Domínguez, A. K., González-Maldonado, M. B. y Correa-Ramírez, M. M. (2023). Variación morfológica entre *Meteorus laphygmae* y *Meteorus arizonensis* en Durango, México. *Southwestern Entomologist*, 48(4), 971-980. <https://doi.org/10.3958/059.048.0419>
- Van Lenteren, J. C. y Bueno, V. H. (2003). Augmentative biological control of arthropods in Latin America. *BioControl*, 48, 123-139.
- Villegas-Mendoza, J. M., Sánchez-Varela, A. y Rosas-García, N. M. (2015). Caracterización de una especie de *Meteorus* (Hymenoptera: Braconidae) presente en larvas de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) en el norte de Tamaulipas, México. *Southwestern Entomologist*, 40(1), 161-170. <http://dx.doi.org/10.3958/059.040.0114>
- Wei, J. R., Lu, X. P. y Jiang L. (2013). Monoterpenes from larval frass of two Cerambycids

- as chemical cues for a parasitoid, *Dastarcus helophoroides*. *Journal of Insect Science*, 13(1), 59. <https://doi.org/10.1673/031.013.5901>
- Weinersmith, K. L. (2019). What's gotten into you? a review of recent research on parasitoid manipulation of host behavior. *Current Opinion in Insect Science*, 33, 37-42. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2018.11.011>
- Zenner, I., Álvarez, A. y Barreto., S. (2006). Influence of parasitism by *Chelonus insularis* Cresson (Hymenoptera: Braconidae) on the susceptibility of *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) to insecticides. *Neotropical Entomology*, 35(6), 818-822. <https://doi.org/10.1590/s1519-566x2006000600015>
- Zhao, H., Yi, S., Zhang, Y., Yang, N., Guo, J., Li, H. et al. (2024). Estimating the optimal control areas of two classical biocontrol agents against the fall armyworm based on hotspot matching analysis. *Agriculture*, 14(12), 2276. <https://doi.org/10.3390/agriculture14122276>.

## Estrategias de control biológico: depredadores

Hermelindo Hernández Torres<sup>1</sup>

Jesús Romero Nápoles<sup>2</sup>

Ángel Gerardo González Lara<sup>1</sup>

### Introducción

Uno de los grupos más importantes de enemigos naturales de los lepidópteros son los insectos depredadores, los cuales cumplen un papel fundamental en la regulación de poblaciones de plagas de artrópodos en muchos cultivos agrícolas. La mayoría de los depredadores pueden alimentarse de una amplia diversidad de presas, además de que juegan un papel clave en la estabilidad de los ecosistemas. Los depredadores marcaron la historia dentro del control biológico de plagas, que tienen sus orígenes en el exitoso programa para el control de la cochinilla acanalada *Icerya purchasi* (Hemiptera: Margarodidae) contra su depredador más importante *Rodolia cardinalis* (Coleoptera: Coccinellidae) (Maskell) en cultivos de cítricos en California entre 1888 y 1889 (Caltagirone y Douth, 1989).

Diferentes órdenes taxonómicos de la clase Insecta contienen especies depredadoras que poseen diferentes estrategias de alimentación en cada fase de su ciclo de desarrollo, como una forma de competencia natural de los hábitats (De Bach y Rosen, 1991). La presencia natural de los depredadores en los agroecosistemas es importante para reducir plagas, por lo que el conocimiento de la diversidad de esta fauna es imprescindible para conservar el medio (Onody, 2009).

La mayoría de los insectos depredadores se alimentan de larvas y huevecillos de lepidópteros, otros son polívoros generalistas, por lo que el número de especies potenciales del gusano cogollero puede ser muy alto. Una de las presas de los insectos depredadores son las larvas del gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) (Mitchell et al., 1991).

---

<sup>1</sup> Unidad Académica Multidisciplinaria Mante, Universidad Autónoma de Tamaulipas.

Correo: [hermelindo.torres@uat.edu.mx](mailto:hermelindo.torres@uat.edu.mx)

<sup>2</sup> Especialidad en Entomología y Acarología, Montecillos, Colegio de Postgraduados Campus Montecillos, Estado de México.

## Especies de insectos depredadores de larvas y huevecillos del gusano cogollero

La dependencia de los insecticidas sintéticos en la agricultura pone de manifiesto los diversos efectos y desequilibrios que provocan al medioambiente, por esta razón es necesario establecer nuevas estrategias para el control de las principales plagas como *S. frugiperda* en maíz y otros cultivos, esto con el objetivo de disminuir el impacto ambiental en el uso de insecticidas químicos para la protección vegetal (García et al., 2012). El uso de agentes de control biológico como depredadores, parasitoides y el uso de productos botánicos son importantes para combatir a esta importante plaga (Carballo, 2002), la utilización de insectos depredadores para controlar a *S. frugiperda* es una de las mejores opciones de solución (Matos et al., 2004).

En general, entre las más relevantes órdenes, familias y especies de insectos depredadores de larvas y huevecillos del gusano cogollero y de lepidópteros se encuentran:

### Orden Coleoptera

Familia Carabidae

Familia Coccinellidae

Especies: Catarina roja *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus), catarina roja *Hippodamia convergens* (G. Mneville), catarina gris *Olla v-nigrum* (Mulsant), catarina rosada *Coleomegilla maculata* (De Geer) (depredadores nocturnos), catarina café *Scymnus* sp., catarina rojinegra *Chilocorus cacti* (Linnaeus) (Maes, 2003), *Armonia axyridis* (Pallas) y *Eriopis connexa* (Germar) (Elia et al., 2018).

Familia Chrysomelidae

Especies: *Diabrotica speciosa*

Familia Elateridae

Especies: *Monocrepidius posticus* y *M. fuscifaciatius*

Familia Melyridae

Especies: Colops, *Collops femoratus* (Schaeffer) (Navarrete et al., 2016), *Collops cuadrimaculatus* (Fabricius, 1798; Nájera y Souza, 2010).

Familia Staphylinidae

### Orden Dermaptera

Familia Forficulidae

Especies: *Doru lineare* (Eschscholtz) y *Doru taeniatum* (Dohrn), presa principal *S. frugiperda* (Maes, 2003; Pérez, 2004), y *Doru luteipes* (Scudder) (Elia et al., 2018).

Familia Labiduridae

Especies: Tijeretas *Labidura riparia* (Pallas).

## Orden Diptera

Familia Syrphidae

## Orden Hemiptera

Familia Anthracoridae

Especie: *Orius insidiosus* (Say)

Familia Coreidae

Especie: *Leptoglossus zonatus*

Familia Geocoridae

Especie: la chinche de ojos anchos *Geocoris punctipes* (Say) (depredadores diurnos de huevecillos).

Familia Nabidae

Especie: *Nabis ferus* L.

Familia Pentatomidae

Especie: *Podisus maculiventris* Say

Familia Reduviidae

Especies: chinche asesina *Sinea* sp., *Zelus longipes* (Linnaeus) (Cortez et al., 2012); chinche asesina *Apiomerus pictipes*, *Podisus* sp. (Navarrete et al., 2016). *Podisus maculiventris* (huevecillos y larvas de lepidópteros en general) (Pérez, 2004).

## Orden Hymenoptera

Familia Formicidae

Especies: *Solenopsis geminata* (Fab.) y *Pogonomyrmex barbatus* (Smith) (Hoballah et al., 2004).

Familia Sphecidae

Familia Vespidae

Especies: *Vespula carolina* (Linnaeus).

## Orden Odonata

Orden Orthoptera, incluyendo a artrópodos no insectos de la clase Arachnida del orden Araneae (Vilaseca et al., 2008). La estrategia fundamental del control natural utilizando depredadores contra *S. frugiperda*, es la conservación de los hábitats que benefician a los cultivos, por lo que, de manera indirecta, resulta un método eficiente contra el cuidado del medioambiente. A continuación, se describe un ejemplo de las características alimentarias de cuatro de las especies con mayor auge como depredador de *S. frugiperda* en condiciones naturales y de laboratorio.

### Catarina rosada *Coleomegilla maculata* (De Geer) (Coleoptera: Coccinellidae)

Es un depredador generalista, excelente controlador de huevecillos y larvas del gusano cogollero, también se alimenta de otras especies como pulgones, ácaros, huevecillos de otros insectos, así como de polen (representando hasta el 50 % de su dieta), néctar y esporas de hongos; como hospedero, prefiere plantas de maíz, pero se ha colectado en hortalizas y árboles frutales (Hoffman y Frodsham, 1993).

### Escarabajo de cuatro manchas *Collops quadrimaculatus* (Fab.) (Coleoptera: Melyridae)

Se alimenta de todo tipo de insectos de cuerpo blando como pulgones, moscas blancas (huevo ninfa y adultos), ácaros, ninfas pequeñas de *Lygus* sp., huevecillos y larvas de lepidópteros en la que se incluye a *S. frugiperda*, y otra gran variedad de insectos inmaduros, así como de néctar y polen (Ellsworth, 2012; Frank y Slosser, 1996). Las especies de *Collops* tienen una amplia distribución. En México se tienen reportadas 20 especies (Pacheco, 1985).

### Tijeretas *Doru taeniatum* (Dermaptera: Forficulidae)

El género *Doru* sp. es un grupo depredador de varios insectos considerados plagas como chicharritas y larvas del primer y segundo estadio de *S. frugiperda*. La especie *Doru taeniatum* (Dorhn) puede depredar los tres estadios del gusano cogollero *S. frugiperda*, reduciendo el 50 % de daño causado por las larvas en una planta de maíz (Marengo y Saunders, 1993). También se alimenta de *Delphax maidis* Ashmead (Marín, 1964), de *Oiketicus* spp. en cítricos (Gravena y Almeida, 1982). Es de amplia distribución y se ha reportado desde el sureste de los Estados Unidos de América hasta el sur del continente americano. Durante el desarrollo las hembras de *Doru taeniatum*, cuidan los huevecillos y los primeros estadios ninfales hasta convertirse en adultos, en aproximadamente 30 días; se desconoce la longevidad, aunque especies como *Marava* sp., pueden llegar a sobrevivir más de 200 días (Jones et al., 1988; Patel y Habib, 1978).

### Chinche *Podisus nigrispinus* (Dallas) (Hemiptera: Pentatomidae)

En estudios de laboratorio, el insecto predador *Podisus nigrispinus* Dallas, 1851 (Hemiptera: Pentatomidae) ha sido un importante agente de control, consumidor de diferentes plagas de lepidópteros como *S. frugiperda* y otras especies (Denez et al., 2014; Torres et al., 2006). Estas chinches pueden comportarse en su hábitat natural como fitófagos, alimentándose de plantas para compensar la escasez de presas (Mathias et al., 2009). Para la capacidad predadora de *Podisus*, se debe tener en cuenta que

el primer instar larval no se alimenta, a excepción de agua, comportándose como filtrador por unos días (Saavedra et al., 1996). Este comportamiento semejante también lo presentan las especies de *Podisus maculiventris* (Nájera et al., 2016) y *Podisus modestus* que también se consideran depredadores importantes de *S. frugiperda*. El canibalismo de *P. nigrispinus* se observa solo en casos de falta de alimento, al igual que en *Podisus sculptus*. Las ninfas de *Podisus* se agrupan solo en caso de que las larvas presas como *S. frugiperda* sea de un tamaño considerable; comportamiento similar se ha registrado en *Podisus connexivus* alimentadas con *Bombix mori* (Lepidopera: Bombycidae) y *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae) (Nascimento et al., 1996). En general, los heterópteros en su hábitat natural son chupadores de savia, pero algunas especies de la familia Pentatomidae desarrollaron hábitos depredadores y son comunes durante los brotes de *S. frugiperda* (Ferreira et al., 2008).

## Conclusión

Se han realizado diversos estudios en América en torno al control biológico natural de *S. frugiperda*; sin embargo, la mayoría de estos trabajos se han realizado en agroecosistemas de maíz, enfocándose en el grupo de los parasitoides, por lo tanto, se requieren más estudios sobre especies depredadoras de *S. frugiperda*, para determinar cuales son las más eficientes como controladores biológicos.

## Referencias

- Caltagirone, L. E. y Doult, R. L. (1989). The history of the vedalia beetle importation to California and its impact on the development of biological control. *Annual Review of Entomology*, 34(1), 1-16. doi:10.1146/annurev.en.34.010189.000245
- Carballo, M. (2002). Manejo de insectos mediante parasitoides. *Manejo Integrado de Plagas y Agroecología*, (66), 118-122. <https://repositorio.catie.ac.cr/bitstream/handle/11554/6533/A2023e.pdf?sequence=1>
- Cortez, M. E., Pérez, M. J. y Bahena, J. F. (2012). Control biológico natural de gusano cogollero (Lepidoptera: Noctuidae) en maíz y sorgo, en el norte de Sinaloa, México. *Southwest Entomologist*, 37(3), 423-428. <https://doi.org/10.3958/059.037.0320>
- Denez, M. D., Bueno, A. F., Pasini, A., Bortolotto, O. C. y Stecca, C. S. (2014). Biological parameters of *Podisus nigrispinus* (Hemiptera: Pentatomidae) fed with different soybean insect pests. *Annals of Entomological Society of America, Annapolis*, 107(5), 967-974. <https://doi.org/10.1603/AN14054>
- Ellsworth, P. C., Mostafa, A., Brown L. y Naranjo S. (2012). *Collops de cuerpo blando*. College of Agriculture and Life Sciences. <https://cales.arizona.edu/crops/cotton/files/CollopsVFSpanish.pdf>
- Elia, J. P., Martínez, L. y Sánchez, G. J. (2018). First record of *Toxomerus politus* larvae preying on sentinel eggs of *Spodoptera frugiperda* on maize. *Southwestern Entomologist*, 43(2), 511-515. <https://doi.org/10.3958/059.043.0222>
- Ferreira, J. A., Zanuncio, J. C., Torres, J. B. y Molina-Rugama, A. J. (2008). Predatory behaviour of *Podisus nigrispinus* (Heteroptera: Pentatomidae) on different densities of *Anticarsia gemmatas* (Lepidoptera: Noctuidae) larvae. *Biocontrol Science and Technology*, 18(7), 711-719. <https://doi.org/10.1080/09583150802271220>
- Frank, W. A. y Slosser, J. E. (1996). An illustrated guide to the predaceous insects of the Northern Texas Rolling Plains. *The Texas Agricultural Experiment Station*. [https://www.zin.ru/animalia/coleoptera/addpages/Andrey\\_Ukrainsky\\_Library/References\\_files/Frank96.pdf](https://www.zin.ru/animalia/coleoptera/addpages/Andrey_Ukrainsky_Library/References_files/Frank96.pdf)
- García, C., González, M. B. y Cortez, E. (2012). Uso de enemigos naturales y biorracionales para el control de plagas de maíz. *Ra Ximhai*, 8(3b), 57-70. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=46125177007>
- Gravena, S. y Almeida, J. C. (1982). Enemigos naturales de *Olfeticus kirbil* Lands Guilding, 1827 y *Olfeticus geyeri* Berg, 1877 en agroecosistemas citrícolas. *Científica*, 10(1), 99-104.
- Hoballah, M. E., Degen, T., Bergvinson, D., Savidan, A., Tamo, C. y Turlings, T. C. (2004). Occurrence and direct control potential of parasitoids and predators of the fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) on maize in the subtropical lowlands of Mexico. *Agricultural and Forest Entomology*, 6(1), 83-88. <https://doi.org/10.1111/j.1461-9555.2004.00207.x>

- Hoffmann, M. P. y Frdsham, A. P. (1993). *Natural enemies of vegetable insect pest*. Cornell University.
- Jones, R. W., Gilstrap, F. E. y Andrews, K. L. (1988). Biology and life tables for the predaceous earwing *Doru taeniatum* (Dermaptera: Forficulidae). *Entomophaga*, 33(1), 43-54. <https://doi.org/10.1007/BF02372312>
- Maes, J. M. (2003). El cogollero del maíz (Ficha Insectos plagas No. 2). *Revista Productores: Universidad Antropológica de Guadalajara*. <http://www.insectariumvirtual.com/termitero/nicaragua>
- Marenco, R. A. y Saunders, J. L. (1993). Parasitoides del gusano cogollero, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) en maíz en el tropico húmedo de Costa Rica. *Manejo Integrado de Plagas*, 27(1), 18-23. <https://repositorio.catie.ac.cr/handle/11554/11098>
- Marín, J. C. (1964). La chicharita del maíz, *Delphax maidis* Ashmead (Homoptera: Delphacidae) en siembras escalonadas de maíz y su relación con los factores climáticos. *Revista de la Facultad de Agronomía de la Universidad Central de Venezuela*, 3(3), 42-68.
- Matos, N. F., Nonato, O. H., Zanuncio, J. C., Holtz, A., Oliveira, I. y Queiroz, F. M. (2004). Ganancia de peso del depredador *Podisus distinctus* (Heteroptera: Pentatomidae) en combinaciones de las presas *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae) y *Musca domestica* (Diptera: Muscidae). *Revista de Biología Tropical*, 52(1), 101-108.
- Mitchell, R., McNeil, J. N., Westbrook, J. K., Silvain, J. F., Lalanne-Cassou, B., Chalfant, R. B. et al. (1991). Seasonal periodicity of fall armyworm, (Lepidoptera: Noctuidae) in the Caribbean basin and northward to Canada. *Journal of Entomology Science*, 26, 39-50.
- Nájera, M. D., Ordóñez, G. M., Ríos, V. C., Berlanga, R. D., Acosta, M. C., Zamudio, F. P. et al. (2016). Depredación por *Podisus maculiventris* (Say) sobre larvas de *Choristoneura rosaceana* (Harris). *Acta Zoológica Mexicana*, 32(2), 147-152.
- Nájera, R. M. y Souza, B. (2010). *Insectos benéficos. Guía para su identificación* (1ª. ed.). Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias (INIFAP).
- Nascimento, E. C., Zanuncio, J. C., Menin, E. F. y Paulo, S. F. (1996). Biological, morphological and behavioral aspects of *Podisus sculptus* distant adults (Heteroptera, Pentatomidae). *Revista Brasileira de Zootologia*, 13(1), 151-157. <https://doi.org/10.1590/S0101-81751996000100015>
- Navarrete, B., Intriago, L., Peñaherrera, S., Terrero, P., Vera, D. y Herrera, M. (2016). Cría de depredadores del género *Podisus* usando *Spodoptera frugiperda* como alimento, bajo condiciones controladas. *Revista La Técnica*, 16, 26-31. [https://doi.org/10.33936/la\\_tecnica.v0i16.532](https://doi.org/10.33936/la_tecnica.v0i16.532)

- Onody, H. C. (2009). *Estudo da fauna de Hymenoptera parasitóides associados a hortas orgânicas e da utilização de extratos vegetais no controle de Plutella xylostella (Lepidoptera, Plutellidae)* [Tesis de doctorado Universidade Federal de São Carlos]. Repositorio institucional UFSCar. <https://repositorio.ufscar.br/handle/ufscar/1621>
- Patel, P. N. y Habib, M. E. (1978). Biological and behavioral studies of an ovoviviparous earwing. *Marava arachidis* (Yersin, 1860) (Dermaptera: Forficulidae). *Revista de Biología Tropical*, 26(2), 385-389. <https://doi.org/10.15517/RBT.V26I2.25745>
- Pacheco, M. E. (1985). *Plagas de los cultivos agrícolas en Sonora y Baja California*. Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas INIA.
- Pérez, C. N. (2004). *Manejo Ecológico de Plagas* (1ª. ed.). Centro de Estudios de Desarrollo Agrario y Rural-CEDAR. <https://www.uv.mx/hab/files/2022/06/Manejo-ecologico-de-plagas.pdf>
- Saavedra, J. L., Zanuncio J. C., Zanuncio T. V. y Santos, G. (1996). Desarrollo ninfal de *Podisus nigrispinus* (Heteroptera: Pentatomidae) en alimentación mixta de dieta artificial y larvas de *Musca domestica* (Diptera: Muscidae). *Brenesia*, 45-46(3), 177-182. <http://biblioteca.museocostarica.go.cr/articulo.aspx?id=2517&art=3607401>.
- Torres, J. B., Zanuncio J. C. y Moura, M. A. (2006). The predatory stinkbug *Podisus nigrispinus*: biology, ecology, and augmentative releases for lepidopteran larval control in Eucalyptus in Brazil. *Biocontrol News and Information*, 27(15), 1-15. <http://dx.doi.org/10.1079/PAVSNNR20061015>
- Vilaseca, C. J., Baptiste, L. G. y López Á. A. (2008). Incidence of the margins on the natural biological control of *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) in rice crops. *Revista Corpoica-Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 9(2), 1-10. <https://revistacta.agrosavia.co/index.php/revista/article/view/117/118>

# Estrategias de control biológico. Bioinsecticidas vegetales en el manejo de *Spodoptera frugiperda*

Patricia Guevara Fefer<sup>1</sup>

Beatriz Zúñiga Ruiz<sup>1</sup>

Félix Krengel<sup>1</sup>

## Introducción

La clase de los insectos pertenece al filo de los artrópodos y comprende el mayor número de especies del reino animal. De ellas, una minoría ha sido reconocida como nociva (Hikal et al., 2017). Cuando la densidad poblacional de una de estas especies aumenta lo suficiente para tener repercusiones sobre la vida humana a nivel local o regional, se habla de plagas (Brechelt, 2004; Nicholls-Estrada, 2008). En el caso del sector agrícola, se estima que el 20 % de los cultivos en todo el mundo se pierde por plagas de insectos (Hikal et al., 2017).

Es común enfrentar las plagas agrícolas mediante el uso repetido y continuo de plaguicidas. Esta práctica puede ocasionar que desarrollen resistencias, además de implicar ciertos riesgos para la salud pública y el medioambiente. Los productos naturales de origen vegetal representan una alternativa sostenible al uso de plaguicidas sintéticos, ya que los primeros tienden a tener menor impacto sobre las interacciones y el equilibrio ecológico (Brechelt, 2004; Castillo et al., 2010; Dimetry, 2014; Sousa et al., 2010; Zelaya et al., 2022). Desde la perspectiva del manejo integrado de plagas, es deseable evitar o reducir la aplicación de sintéticos, mediante el uso de métodos y técnicas amigables basadas en procesos biológicos que afectan la reproducción de los organismos nocivos (Dimetry, 2014; Nicholls-Estrada, 2008; Zelaya et al., 2022).

Aunque los compuestos de origen vegetal suelen representar un menor impacto negativo en el medioambiente y en la salud pública, son pocos los bioinsecticidas utilizados a nivel mundial. Notables excepciones han sido el neem, *Azadirachta indica* A. Juss. (Meliaceae) y el piretro, *Tanacetum cinerariifolium* Sch. Bip. (Asteraceae), con diferentes formulaciones comerciales. Por otro lado, han cobrado importancia los aceites esenciales (Isman, 2006). Sin embargo, es poco el éxito

<sup>1</sup>Laboratorio de Fitoquímica, Departamento de Ecología y Recursos Naturales, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. Correo: [patriciaguevara@ciencias.unam.mx](mailto:patriciaguevara@ciencias.unam.mx)

comercial de los bioinsecticidas a gran escala, debido a los altos costos de regulación y la prevalencia de compuestos sintéticos. Las formulaciones botánicas pueden contribuir en la protección de cultivos, en países donde las prácticas culturales y tradicionales son mayores y menos costosas, en el marco de un control biológico integrado (Isman, 2006).

La actividad insecticida de las plantas se asocia con la biosíntesis de metabolitos secundarios (Castillo-Sánchez et al., 2010), que se pueden clasificar de diferentes maneras. Primero, se considera su estructura química para dividirlos en terpenoides, compuestos fenólicos y alcaloides. Además, algunos metabolitos secundarios pertenecen a los grupos de los policétidos o los glucósidos cianogénicos, entre otros (Hikal et al., 2017). Segundo, con base en el modo de entrada al insecto, se distingue entre venenos sistémicos y de contacto (Lopes-Souto et al., 2021). Tercero, se contemplan los mecanismos de acción que explican por qué muchos metabolitos secundarios afectan uno o varios sistemas biológicos en particular (Hikal et al., 2017; Lopes-Souto et al., 2021). Estos mecanismos les confieren propiedades insecticidas a los productos naturales de origen vegetal que pueden manifestarse en forma de efectos tóxicos, sobreexcitantes, inhibitorios, atrayentes o repelentes, o bien, impactar sobre la oviposición, la alimentación y el crecimiento de los insectos (Castillo-Sánchez et al., 2010; Dimetry, 2014; Hikal et al., 2017; Lopes-Souto et al., 2021). A pesar de contener metabolitos secundarios con propiedades insecticidas, muchas plantas suelen presentar efectos insectistáticos, es decir, sirven para controlar a las plagas, más que eliminarlas (Castillo-Sánchez et al., 2010; Dimetry, 2014).

A continuación, se profundiza en algunos de los mecanismos de acción arriba esbozados, tomando como criterio de clasificación el sistema biológico en el que actúan.

## Mecanismos de acción de los bioinsecticidas

### Insecticidas que actúan sobre la respiración celular

Una manera eficiente de eliminar insectos plaga consiste en interrumpir la cadena de transporte de electrones en las mitocondrias. El isoflavonoide rotenona inhibe una enzima clave de esta cadena, bloqueando la producción de ATP y la energía disponible para mantener los procesos vitales. La rotenona se encuentra distribuida en los géneros *Derris* Lour., *Lonchocarpus* Kunth (ambos Fabaceae) y *Rhododendron* L. (Ericaceae) (Dimetry, 2014; Grdisa y Grsic, 2013; Lopes-Souto et al., 2021).

## Insecticidas que actúan en el sistema nervioso central

Un argumento a favor del uso de bioinsecticidas que actúan en el sistema nervioso central es su probada eficacia en matar o al menos incapacitar a los insectos plaga (Dimetry, 2014; Lopes-Souto et al., 2021). Compuestos de este tipo suelen interactuar con canales iónicos o receptores celulares.

## Canales iónicos regulados por voltaje

La activación de algunos canales iónicos puede afectar la función del sistema nervioso de los insectos, resultando en una contracción muscular continua, seguida por la parálisis y muerte de los animales. Las piretrinas, presentes en la familia Asteraceae, evitan que se cierren los canales de sodio regulados por voltaje. Esta acción puede sobreexcitar el sistema nervioso de los insectos e interferir con su control motriz (Dimetry, 2014; Grdisa y Grsic, 2013; Lopes-Souto et al., 2021). Las piretrinas I y II sirven de ejemplos para este tipo de compuestos. Se pueden extraer de las flores del piretro. Por otro lado, la rianodina activa los canales de calcio regulados por voltaje, con consecuencias similares a las descritas arriba (Grdisa y Grsic, 2013; Lopes-Souto et al., 2021). La sustancia se puede aislar de raíces y tallos de *Ryania speciosa* Vahl (Salicaceae) (Dimetry, 2014; Grdisa y Grsic, 2013; Lopes-Souto et al., 2021).

## Neurotransmisores y sus receptores celulares

El neurotransmisor acetilcolina es fundamental para la actividad sináptica de los insectos. No obstante, sus niveles deben ser regulados para evitar una sobreestimulación del sistema nervioso. La enzima acetilcolinesterasa sirve para este propósito al degradar rápido la acetilcolina (Lopes-Souto et al., 2021). Numerosos metabolitos secundarios pueden actuar como inhibidores de la acetilcolinesterasa, incrementando los niveles de acetilcolina en el espacio sináptico (Grdisa y Grsic, 2013; Lopes Souto et al., 2021). Otros compuestos como la nicotina funcionan como agonistas de los receptores nicotínicos de la acetilcolina. Es decir, activan estos receptores, pero no pueden ser degradados por la acetilcolinesterasa. A pesar de sus diferentes mecanismos de acción, tanto los inhibidores de la acetilcolinesterasa como los agonistas de la acetilcolina pueden sobreexcitar el sistema nervioso de los insectos y causarles convulsiones e incluso la muerte (Lopes-Souto et al., 2021).

El ácido  $\gamma$ -aminobutírico (GABA) es el neurotransmisor inhibitor por excelencia en el sistema nervioso de los insectos. La acción de esta molécula puede ser bloqueada por antagonistas de los receptores GABA, lo que tiene implicaciones similares a las asociadas con la activación excesiva de los receptores nicotínicos.

El monoterpeno tujona es un ejemplo de productos naturales capaces de ocupar los receptores GABA. Se obtiene de una variedad de especies vegetales, entre ellas *Artemisia absinthium* L. (Asteraceae) (Lopes-Souto et al., 2021). Efectos disuasivos de la alimentación pueden manifestarse a causa de tres distintos mecanismos de acción. Por un lado, existen metabolitos secundarios que bloquean o activan receptores que modulan el comportamiento alimentario de insectos en un sentido positivo o negativo, respectivamente. Por otro lado, se conoce una amplia gama de compuestos de origen vegetal capaces de unirse a determinados receptores de gusto. Sobre todo, sabores amargos tienden a ser poco atractivos e incluso repugnantes para insectos (Hikal et al., 2017; Lopes-Souto et al., 2021).

### **Insecticidas que actúan a nivel físico**

Los compuestos de acción físicos permiten un control de plagas más completo y persistente, con un riesgo bajo para vertebrados, considerando las diferencias sustanciales anatómicas y ontogénicas entre los últimos y los insectos (Lopes-Souto et al., 2021). Las saponinas son metabolitos secundarios que presentan una parte hidrofílica y otra lipofílica. Debido a estas características que comparten con los jabones, las saponinas pueden degradar las capas cerosas que evitan que los insectos se deshidraten (Lopes-Souto et al., 2021).

### **Insecticidas que actúan en el sistema endocrino**

Comparado con los mecanismos de acción descritos arriba, los reguladores de crecimiento se distinguen por no causar directamente la muerte de los insectos expuestos. Este tipo de metabolitos secundarios suelen evitar, retrasar o acelerar la transición de un estadio de desarrollo a otro. Los primeros dos efectos pueden impedir que los insectos lleguen al estado adulto, mientras que el tercero induce malformaciones y otros defectos fenotípicos en los individuos adultos de una plaga. El bioinsecticida de origen vegetal más conocido, la azadiractina, presenta un mecanismo de acción afín a los reguladores de crecimiento, ya que inhibe la liberación de varias hormonas esenciales para la muda de las larvas (Grdisa y Grsic, 2013; Lopes-Souto et al., 2021). Dicha sustancia se obtiene de las semillas del árbol del neem (Castillo-Sánchez et al., 2010; Grdisa y Grsic, 2013; Lopes-Souto et al., 2021).

## Insecticidas que actúan como atrayentes o repelentes

Los insecticidas con acción atrayente pueden servir en dos propósitos: primero, pueden tener la plaga misma como blanco, haciendo que los respectivos insectos se desplacen en una dirección o hacia un destino determinado; por ejemplo, una trampa. Segundo, algunos compuestos ejercen su efecto atrayente sobre animales que se alimentan de los insectos plaga. Varios mono y sesquiterpenos de amplia distribución muestran propiedades atrayentes. Representantes específicos de este grupo de compuestos son el limoneno y el cariofileno (Hikal et al., 2017; Lopes-Souto et al., 2021). Algunos aceites esenciales ricos en monoterpenos constituyen excelentes repelentes de insectos. En otras palabras, dependiendo del compuesto y la especie objetivo en cuestión, los terpenoides pueden fungir como atrayentes y repelentes. Los aceites esenciales de eucalipto (*Eucalyptus* L'Hér. [Myrtaceae]), romero (*Rosmarinus officinalis* L. [Lamiaceae]) y muchas otras especies vegetales guardan gran potencial en el contexto del manejo integrado de plagas (Hikal et al., 2017; Lopes-Souto et al., 2021).

En comparación con sustancias cuyos mecanismos de acción se centran en procesos elementales (como la cadena de transporte de electrones) o una gran variedad de formas de vida (como canales iónicos, neurotransmisores y receptores), los atrayentes y repelentes de insectos presentan una actividad selectiva sobre una o varias plagas, a la vez de ser inocuos para especies no objetivo (Hikal et al., 2017).

## Bioinsecticidas usados en el manejo de *Spodoptera frugiperda*

*Spodoptera frugiperda*, conocido como el gusano cogollero, es un insecto polífago que presenta cuatro etapas de desarrollo: huevo, larva (con seis estadios de crecimiento), pupa y adulto (Ekenwosu et al., 2021). Además, es una plaga de importancia económica a nivel mundial que a menudo causa pérdidas de más del 50 % del rendimiento de varios cultivos agrícolas, entre los que destaca el maíz (Bateman et al., 2021; Dhobi et al., 2020; Ekenwosu et al., 2021).

Desde mediados del siglo XX, el control del gusano cogollero se ha basado en el uso de insecticidas químicos, como piretroides, organofosforados y carbamatos, debido a su eficacia. No obstante, el uso intensivo y desmedido de estos productos ha provocado desafíos como el desarrollo de resistencia en las poblaciones de la plaga y efectos adversos sobre el medioambiente, incluyendo la afectación de organismos benéficos esenciales para el equilibrio ecológico (Harte et al., 2024).

Como consecuencia del impacto negativo que conlleva este control químico, han surgido métodos de control biológico con formulaciones botánicas. Existen numerosos trabajos encaminados a la evaluación de los efectos que bioinsecticidas

derivados de al menos 70 especies vegetales ejercen sobre *S. frugiperda*. Estas pertenecen a más de 30 familias, con una marcada sobrerrepresentación de Asteraceae, Lamiaceae y Meliaceae, aunque las familias Euphorbiaceae, Myrtaceae y Piperaceae también merecen una mención aparte. En la mayoría de los casos se probaron extractos orgánicos o aceites esenciales obtenidos de diferentes órganos vegetales en huevos, larvas, pupas y adultos del gusano cogollero (Rioba y Stevenson, 2020). Los efectos observados se pueden dividir principalmente en actividad insecticida e insectistática (Castillo-Sánchez et al., 2010; Dimetry, 2014).

La primera se asocia con una elevada mortalidad de larvas de *S. frugiperda* expuestas a un tratamiento determinado. La segunda, en cambio, hace alusión a efectos subletales que interfieren con la supervivencia y la reproducción de una población. Por ejemplo, se pueden retardar su desarrollo y crecimiento, prolongando la transición de un estadio al siguiente. De igual manera, es posible que se afecte la fertilidad y fecundidad de los individuos tratados, o bien, la viabilidad de los huevos producidos y la emergencia de adultos. Algunos extractos o compuestos de origen vegetal fungen como disuasivos de la alimentación o causan una reducción del peso larval y/o pupal (Rioba y Stevenson, 2020).

La mayoría de los estudios publicados en el contexto esbozado se limitan a condiciones de laboratorio. Sin embargo, resultan de particular interés los diseños experimentales enfocados en comprobar la utilidad de bioinsecticidas en campo. En concreto, la aplicación de extractos acuosos de *A. indica*, *Phytolacca dodecandra* L'Hér. (Phytolaccaceae) y *Schinus molle* L. (Anacardiaceae) a plantas de maíz cultivadas bajo condiciones de invernadero o de campo abierto en Etiopía se asoció con una alta actividad larvicida y una disminución significativa del daño causado por *S. Frugiperda* en estos cultivos. La eficacia observada fue comparable con la de diferentes insecticidas sintéticos (Sisay et al., 2019). También en Colombia se reportaron efectos benéficos tras utilizar extractos acuosos vegetales para proteger cultivos de maíz en campo abierto contra *S. Frugiperda*. Las seis especies probadas *Allium sativum* L. (Amaryllidaceae), *A. indica*, *Lippia alba* (Mill.) N.E.Br. ex Britton & P.Wilson (Verbenaceae), *Nicotiana tabacum* L. (Solanaceae), *Petiveria alliacea* L. (Petiveriaceae) y *Piper nigrum* L. (Piperaceae) mostraron potencial como bioinsecticidas, ya que en todos los casos se registró una mayor altura y un menor grado de afectación en las plantas de maíz tratadas, en comparación con el grupo control. La magnitud de los efectos fue similar en tratamientos, como entre estos, y el control positivo (Figueroa-Gualteros et al., 2019). En cambio, un estudio ecuatoriano encontró que la aplicación de un extracto acuoso de *Urtica dioica* L. (Urticaceae) a cultivos de sandía redujo tanto la incidencia del gusano cogollero como el daño en frutos significativamente (Ileer et al., 2022).

## Conclusión

El uso de insecticidas es fundamental en los sistemas agrícolas a nivel global, por lo que el abandono de esta práctica no es realista. Sin embargo, el reemplazo de los insecticidas sintéticos por bioinsecticidas de origen vegetal tiene el potencial de reducir el impacto no deseado de los primeros sobre la salud humana y el medioambiente, contribuyendo al desarrollo de una agricultura sostenible. El presente trabajo define ‘bioinsecticidas’ como formulaciones que contienen ciertos metabolitos secundarios en forma pura o de mezcla; no se puede afirmar por sí mismo que estas preparaciones sean una mejor opción que los insecticidas sintéticos.

En el caso del gusano cogollero, existen fuertes indicios del potencial insecticida e insectistático de numerosas especies vegetales, pero la mayoría de los respectivos estudios científicos se realizaron en condiciones de laboratorio con base en métodos y técnicas no estandarizados. Se requiere de más trabajos que evalúen los efectos de formulaciones botánicas sobre cultivos a campo abierto en el contexto del control integrado de plagas.

México se distingue por su riqueza florística que abarca una amplia diversidad de especies, comprendidas en diferentes familias, distribuidas en diferentes ecosistemas y con una amplia gama de producción de compuestos químicos que podrían representar un potencial de uso como plaguicidas en el contexto del manejo integrado de plagas. Esta combinación única de biodiversidad y aplicación práctica en la agricultura posiciona a México como un importante referente en el desarrollo y soluciones ecoamigables para la protección de cultivos.

## Referencias

- Bateman, M. L., Day, R. K., Rwomushana, I., Subramanian, S., Wilson, K., Babendreier, D. et al. (2021). Updated assessment of potential biopesticide options for managing fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*) in Africa. *Journal of Applied Entomology*, 145(5), 384-393. <https://doi.org/10.1111/jen.12856>
- Brechelt, A. (2004). *El manejo ecológico de plagas y enfermedades*. Red de Acción en Plaguicidas y sus Alternativas para América Latina (RAP-AL). [https://enviromigration.wordpress.com/wp-content/uploads/2013/01/manejo\\_ecologico\\_de\\_plagas\\_a-bretchel.pdf](https://enviromigration.wordpress.com/wp-content/uploads/2013/01/manejo_ecologico_de_plagas_a-bretchel.pdf)
- Castillo-Sánchez, L. E., Jiménez-Osomio, J. J. y Delgado-Herrera, M. A. (2010). Secondary metabolites of the Annonaceae, Solanaceae and Meliaceae families used as biological control of insects. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 12(3), 445-462. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=93915170004>
- Dimetry, N. Z. (2014). Different Plant Families as Bioresource for Pesticides. En D. Singh. (Ed.), *Advances in Plant Biopesticides* (pp. 1-20). Springer. [https://doi.org/10.1007/978-81-322-2006-0\\_1](https://doi.org/10.1007/978-81-322-2006-0_1)
- Dhobi, C. B., Zala, M. B., Verma, H. S., Sisodiya, D. B., Thumar, R. K., Patel, M. B. et al. (2020). Evaluation of biopesticides against fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) in maize. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 9(8), 1150-1160. <https://ijcmas.com/9-8-2020/C.%20B.%20Dhobi,%20et%20al.pdf>
- Ekenwosu, J. U., Okorie, P. U. e Ikpeama, C. (2021). A Review of Biopesticide Products As Ecological Alternative Against Fall Armyworm (*Spodoptera frugiperda*) in Africa. *Open Journal of Bioscience Research*, 2(2), 26-35. <https://www.openjournalsnigeria.org.ng/pub/ojbr0201003-184.pdf>
- Figuerola, A. M., Castro, E. A. y Castro, H. T. (2019). Efecto bioplaguicida de extractos vegetales para el control de *Spodoptera frugiperda* en el cultivo de maíz (*Zea mays*). *Acta Biológica Colombiana*, 24(1), 58-66. DOI: <https://doi.org/10.15446/abc.v24n1.69333>
- Grdiša, M. y Gršić, K. (2013). Botanical Insecticides in Plant Protection. *Agriculturae Conspectus Scientificus*, 78(2), 85-93. <https://hrcak.srce.hr/104637>
- Harte, S. J., Bray, D. P., Nash-Woolley, V., Stevenson, P. C. y Fernández-Grandon, G. M. (2024). Antagonistic and additive effect when combining biopesticides against the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*. *Scientific Reports*, 14(1), 6029. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-56599-w>
- Hikal, W. M., Baeshen R. S. y Said-Al Ahl, H. A. (2017). Botanical insecticide as simple extractives for pest control. *Cogent Biology*, 3(1), 1-16. <https://doi.org/10.1080/23312025.2017.1404274>

Ileer, V., Peralta, J., Palacios, C. y Burgos, A. (2022). Bioinsecticidas elaborados con extractos

- botánicos utilizados contra *Spodoptera* spp. en el cultivo de sandía (*Citrullus lanatus* T.) en Los Ríos-Ecuador. *Uniciencia*, 36(1), 659-669. <https://doi.org/10.15359/ru.36-1.42>
- Isman M. B. (2006). Botanical insecticides, deterrents, and repellents in modern agriculture and an increasingly regulated world. *Annual Review of Entomology*, 51, 45-66. <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.51.110104.151146>
- Lopes-Souto, A., Sylvestre, M., Tölke, E. D., Tavares, J. F., Barbosa Filho, J. M. y Cebrián-Torrejón, G. (2021). Plant-Derived Pesticides as an Alternative to Pest Management and Sustainable Agricultural Production: Prospects, Applications and Challenges. *Molecules*, 26(16), 4835. <https://doi.org/10.3390/molecules26164835>
- Nicholls-Estrada, C. I. (2008). *Control biológico de insectos: un enfoque agroecológico*. Editorial Universidad de Antioquia.
- Rioba, N. B. y Stevenson, P. C. (2020). Opportunities and Scope for Botanical Extracts and Products for the Management of Fall Armyworm (*Spodoptera frugiperda*) for Smallholders in Africa. *Plants*, 9(2), 207. <https://doi.org/10.3390/plants9020207>
- Sisay, B., Tefera, T., Wakgari, M., Ayalew, G. y Mendesil, E. (2019). The Efficacy of Selected Synthetic Insecticides and Botanicals against Fall Armyworm, *Spodoptera frugiperda*, in Maize. *Insects*, 10(2), 45. <https://doi.org/10.3390/insects10020045>
- Sousa, R. M., Cunha, A. C. y Fernandes, F. M. (2021). The potential of Apiaceae species as sources of singular phytochemicals and plant-based pesticides. *Phytochemistry*, 187, 112714. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2021.112714>
- Zelaya-Molina, L. X., Chávez-Díaz, I. F., Santos-Villalobos, S., Cruz-Cárdenas, C. I., Ruíz-Ramírez, S. y Rojas-Anaya, E. (2022). Control biológico de plagas en la agricultura mexicana. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 13(27), 69-79. <https://www.scielo.org.mx/pdf/remexca/v13nspe27/2007-0934-remexca-13-spe27-69-en.pdf>



# Estrategias de control químico: nuevas moléculas

Mario Sánchez Sánchez<sup>1,2</sup>

Víctor Hugo Ramos García<sup>3</sup>

Karen Alejandra González Jiménez<sup>1</sup>

## Introducción

Los métodos químicos para el control de *Spodoptera frugiperda* engloban el uso de insecticidas de diversa naturaleza, entre los que destacan organofosforados, carbamatos y piretroides. Los primeros dos inhiben las funciones de la acetilcolinesterasa (AChE) (una enzima fundamental del sistema nervioso del insecto), mientras que los piretroides ejercen su efecto sobre el canal de sodio inhibiendo las funciones motrices del insecto. En este capítulo se aborda la naturaleza química y el mecanismo de acción de los principales insecticidas, además del desarrollo de recientes moléculas como fluralaner, fipronil, broflanilida, así como nuevos reportes de blancos terapéuticos y mecanismos de acción contra *S. frugiperda*.

## Mecanismos de acción implicados de insecticidas convencionales

Los insecticidas representan la principal alternativa disponible para el control de plagas agrícolas (Chirinos et al., 2020), de acuerdo con el núcleo químico que presentan, estos se clasifican en diversas familias. Los insecticidas organofosforados (IOP), carbamatos y piretroides, son los principales compuestos químicos utilizados para combatir plagas de insectos como *S. frugiperda*. Los IOP son los compuestos que contienen átomos de fósforo que están unidos a un enlace doble con oxígeno (a través de un enlace fosforilo) o azufre (a través de un enlace tiofosforilo). Desde el siglo pasado y hasta la actualidad se han descrito más de 100 clases de IOP, siendo paratión, paraoxón, malatión, monocrotofós, cumafós y clorpirifos los más usados (Bhattu et al., 2021). Su mecanismo de acción establece la inhibición de la

<sup>1</sup> Unidad Académica Multidisciplinaria Mante, Universidad Autónoma de Tamaulipas (UAT).  
Correo: [mssanchez@uat.edu.mx](mailto:mssanchez@uat.edu.mx)

<sup>2</sup> Laboratorio de Fisiología Vegetal, Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo A.C.

<sup>3</sup> Unidad Académica Multidisciplinaria-Reynosa Aztlán, UAT.

AChE mediante la fosforilación de aminoácidos de la zona esterásica; este cambio conformacional convierte a la AChE en una enzima estable que difícilmente puede hidrolizar colina (Fukuto, 1990; Eddleston y Phillips, 2004; Patisaul et al., 2021).

Los carbamatos son compuestos orgánicos funcionales que han sido descritos en múltiples enfoques; desde su uso para el tratamiento de la enfermedad de Alzheimer (Matošević y Bosak, 2020; Haake et al., 2020), como inhibidores de proteasas para el tratamiento contra el virus de la inmunodeficiencia humana (Lv et al., 2015), e históricamente, como insecticidas agrícolas (King y Aaron, 2015). Típicamente, los carbamatos contienen la fracción éster seguida del grupo amino, que presentan múltiples sustituciones químicas que dan lugar a compuestos específicos. El mecanismo de acción de los insecticidas carbamatos tiene que ver con la carbamitación de la AChE, provocando una unión enzima-complejo de forma reversible en la sinapsis neuronal y uniones neuromusculares. Los agentes más comunes son aldicarb, carbofuran, carbaril, etinenocarb, propoxur y trimetacarb (Rotenberg y Almog, 1995; Silberman y Taylor, 2023).

Los piretroides engloban una amplia cantidad de moléculas sintéticas con acción insecticida, con similitud química y estructural a las piretrinas (compuestos orgánicos que se encuentran de modo natural en las flores de plantas del género piretro) (Matsuo, 2019). El núcleo común de los piretroides incluye carbonos asimétricos unidos a un anillo de ciclopropano o grupos ciano. Estas características permiten que los piretroides presenten carácter quiral que se traduce en moléculas idénticas con propiedades diferentes (Bhatt et al., 2019). Se han descrito cientos de piretroides con usos específicos, pero solo una decena son los comúnmente usados, entre los que destacan: fenpropatrina, permetrina, cipermetrina,  $\gamma$ -cialotrina, deltametrina, tetrametrina y tralometrina (Gammon et al., 2019). Los piretroides actúan sobre la bomba de sodio presente en las neuronas de los insectos, donde una alteración en la frecuencia del impulso nervioso impide el cierre del canal de sodio propiciando una transmisión continua del estímulo que se traduce en temblores y parálisis muscular, causando muerte del insecto (Clark y Symington, 2012; Field et al., 2017).

Otras familias de insecticidas incluyen a los neonicotinoides y organoclorados que poseen mecanismos de acción similares a los insecticidas anteriormente descritos. Los primeros son derivados del ácido nicotínico y producen su acción por acoplamiento permanente a las células nerviosas, provocando que el insecto presente temblores y espasmos sin control (Matsuda et al., 2005). En este contexto, imidacloprid y acetamiprid son los neonicotinoides más usados en el ámbito agroquímico (Simon-Delso et al., 2015). Los organoclorados comprenden a aquellos compuestos orgánicos con esqueleto de átomos de carbono donde alguno

de sus hidrógenos ha sido reemplazado por átomos de cloro; los ejemplos más notables de esta familia de insecticidas son el dicloro difenil-tricloroetano, dicofol, heptacloro, endosulfán, clordano, aldrin, dieldrin, endrina y lindano (Mrema et al., 2013; Sebastian y Raghavan, 2017). La Figura 1 describe los mecanismos de acción de los principales insecticidas para el control de *S. frugiperda*.

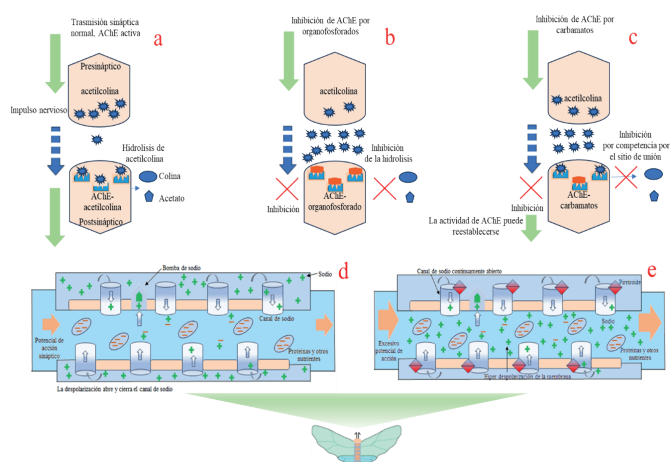


Figura 1. Mecanismos de acción de insecticidas frente a *Spodoptera frugiperda*. a) funcionamiento normal de AChE; b) inhibición de AChE por organofosforados; c) inhibición de AChE por carbamatos; d) función normal del canal de sodio sináptico; e) inhibición de canal de sodio sináptico por piretroides  
Fuente: elaboración propia.

## Búsqueda de nuevos inhibidores contra *S. frugiperda*

El control de insectos ha sido esencial para asegurar la salud pública y bienestar alimentario. Sin embargo, la utilización masiva de insecticidas implica resistencia, ya que los insectos se pueden adaptar rápidamente al ambiente (Sparks et al., 2020). La gestión efectiva de la resistencia a los plaguicidas es crucial para mantener la eficacia de los actuales y futuros fungicidas (Simard, 2022).

Los insecticidas organofosforados y carbamatos afectan el sistema nervioso de los insectos mediante la inhibición de la enzima AChE, mientras que los piretroides bloquean los canales de sodio en las sinapsis neuronales. Sin embargo, *S. Frugiperda* ha desarrollado resistencia a estos compuestos, además de causar daños ambientales a causa de su toxicidad para organismos no objetivo (Rani et al., 2021).

Es crucial garantizar la correcta utilización de insecticidas, debido al surgimiento de resistencia en especies de este mismo género, como sucede con *Spodoptera litura*, uno de los insectos más resistentes que presenta tolerancia a 38 insecticidas (Sparks et al., 2022).

Los metabolitos de plantas han demostrado actividades larvicidas, ovicidas y disuasorios en el tratamiento contra *Spodoptera* spp. La azadiractina es un aceite esencial procedente de la planta de neem (*Azadirachta indica*) que ha demostrado tener propiedades insecticidas contra *S. frugiperda*. La aplicación de *A. indica* en polvo humectable [100 mg/mL] ocasionó un 98 % de mortalidad en estadios larvarios a las 72 h, superando la utilización del spinetoram, spinosad,  $\lambda$ -cihalotrina y malatión (Sisay et al., 2019). Metabolitos de plantas como el peniocerol, los monoterpenoides y la esparteína extraídos de *Couroupita guianensis* [50 mg/mL], *Myrtillocactus geometrizans* [100 ppm], *Synedrella nodiflora* [48  $\mu$ g por larva] y *Lupinus stipulatus*, han mostrado una letalidad de 63, 93, 97 y 83 %, respectivamente (Ayil-Gutiérrez et al., 2018). Sin embargo, es esencial evaluar su viabilidad como nuevos bioinsecticidas y entender su mecanismo de acción.

Los insecticidas químicos contra *S. frugiperda* son las herramientas más comunes y efectivas, se destacan nuevas moléculas como la metoxifenoza, que inducen la muda prematura del gusano, derivados de quinoxalina que afectan la colinesterasa y la matrina que actúa como inductor de apoptosis se posicionan como agentes prometedores para el control de este tipo de plaga (Paredes-Sánchez et al., 2021). Adicionalmente, nuevos derivados de benzotiazol han demostrado presentar actividad contra *S. frugiperda* a través de la inhibición de replicación de DNA y perturbación en la síntesis de hormonas sexuales, con valores de LC50 de hasta 0.24 mg/mL (Yuan et al., 2024).

Un blanco prometedor apunta hacia los receptores acoplados a proteínas G (GPCR) en insectos. Los análisis genómicos, transcriptómicos y proteómicos sugieren que dichos receptores son importantes en la regulación de señales, modulación del sistema nervioso central (SNC) y funciones celulares esenciales, entre estos GPCR destacan los receptores de acetilcolina y receptores GABA (Liu et al., 2021). Con base en un análisis transcriptómico, se determinó que los plaguicidas químicos más efectivos contra *S. frugiperda* fueron el benzoato de emamectina [8  $\mu$ L/L], el spinetoram [2.2  $\mu$ L/L], el clorantianiliprol [50  $\mu$ L/L] y el ciantraniliprol [64  $\mu$ L/L], estos tienen en común el receptor nicotínico de acetilcolina y ranirodina (Gui et al., 2022).

El fluralaner actúa bloqueando los canales de cloruro activados por ligando, que son receptores GPCR que participan en la neurotransmisión en los insectos. Al igual que la broflanilida y el fipronil, el fluralaner perturba el funcionamiento de los receptores del ácido gamma-aminobutírico (GABA) con valores DL50 de 0.67, 0.71 y 23.57 mg/kg de alimento contra larvas de *S. frugiperda* (Zhan et al., 2021).

El benzoato de emamectina es un insecticida hemisintético que representa una alternativa menos tóxica que actúa como inductor de apoptosis contra *S. frugiperda*, la concentración a 0.10 mg/L obtuvo una letalidad del 50 % (Liu et al., 2022). Las sulfoximas, son una clase nueva de insecticidas que influyen en la interacción con monooxigenasas destoxicantes CYPs y p450 (Sparks et al., 2020). El sulfoxaflor es un modulador que actúa sobre los receptores de acetilcolina nicotínica (nAChR), la mayoría de las cepas de insectos resistentes a varios insecticidas muestran poca o nula resistencia cruzada a sulfoxaflor, la DL<sub>50</sub> en algunos hemípteros varía de 0.3 a 43 g/L (Watson et al., 2021). La Tabla 1 muestra algunos tipos de insecticidas, sus propiedades, eficacia y modo de aplicación.

Tabla 1. Relación de agentes de control químico utilizados para el control de *S. frugiperda*

| Agente de control      | Tipo de insecticida                                                 | Dosis     | Método de aplicación | Letalidad | Referencia           |
|------------------------|---------------------------------------------------------------------|-----------|----------------------|-----------|----------------------|
| Imidacloprid           | Neonicotinoide/modulador del receptor nicotínico de la acetilcolina | 0.11 L/Ha | Inmersión de hoja    | 70.8 %    | Sisay et al., 2019   |
| Spinosad               | Spinosinas/modulador del receptor nicotínico de la acetilcolina     | 0.15 L/Ha | Inmersión de hoja    | 95 %      | Sisay et al., 2019   |
| Malatión EC            | Organofosforado/inhibidor de la AChE                                | 2 L/Ha    | Inmersión de hoja    | 51.7 %    | Sisay et al., 2019   |
| Carbarilo WP           | Carbamanto/inhibidor de la AChE                                     | 2 kg/Ha   | Inmersión de hoja    | 28.3 %    | Sisay et al., 2019   |
| Alpha-cihalotrina      | Piretroide/modulador del canal de sodio                             | 0.9 mg/L  | Inmersión de larva   | 50 %      | Morillo y Notz, 2001 |
| Benzoato de emamectina | Avermectinas/modulador del canal de cloro                           | 0.10 mg/L | Inmersión de hoja    | 50 %      | Liu et al., 2021     |
| Metomil                | Carbamanto/inhibidor de la AChE                                     | 124 mg/L  | Inmersión de larva   | 50 %      | Morillo y Notz, 2001 |

| Agente de control        | Tipo de insecticida                                  | Dosis     | Método de aplicación | Letalidad | Referencia         |
|--------------------------|------------------------------------------------------|-----------|----------------------|-----------|--------------------|
| Broflanilida             | Diamidas/modulador de la rianodina y receptores GABA | 0.7 mg/kg | Inmersión de hoja    | 50 %      | Zhan et al., 2021  |
| Extracto de hoja de neem | Azadiractina/modo de acción desconocido              | 100 g/L   | Inmersión de hoja    | 98 %      | Sisay et al., 2019 |

Fuente: elaboración propia.

## Conclusión

Los insecticidas más relevantes y utilizados son malatión, clorpirifos, propoxur, permetrina y cipermetrina. Aunque los IOP y carbamatos son dañinos para la salud, su aplicación en el campo sigue siendo amplia; ante este problema, han surgido estrategias para combatir a *S. frugiperda*, con el objetivo de disminuir la dependencia del control químico. Los receptores de GPCRs, GABA y ciertas monoxigenasas se establecen como nuevos blancos terapéuticos; mientras que moléculas emergentes como fluralaner, fipronil, broflanilida y sulfoxaflor pueden convertirse en una opción segura para el manejo de *S. frugiperda*.

## Referencias

- Ayil-Gutiérrez, B. A., Sánchez-Teyer, L. F., Vazquez-Flota, F., Monforte-González, M., Tamayo-Ordóñez, Y., Tamayo-Ordóñez, M. C. et al. (2018). Biological effects of natural products against *Spodoptera* spp. *Crop Protection*, 114(1), 195-207. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2018.08.032>
- Bhatt, P., Huang, Y., Zhan, H. y Chen, S. (2019). Insight Into Microbial Applications for the Biodegradation of Pyrethroid Insecticides. *Frontiers in Microbiology*, 10, 1778. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2019.01778>
- Bhattu, M., Verma, M. y Kathuria, D. (2021). Recent advancements in the detection of organophosphate pesticides: a review. *Advancing Methods and Applications*, 13(38), 4390-4428. <https://doi.org/10.1039/d1ay01186c>
- Chirinos, D. T., Castro, R., Cun, J., Castro, J., Peñarrieta-Bravo, S., Solís, L. et al. (2020). Los insecticidas y el control de plagas agrícolas: la magnitud de su uso en cultivos de algunas provincias de Ecuador. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 21(1), 84-99. [https://doi.org/10.21930/rcta.vol21\\_num1\\_art:1276](https://doi.org/10.21930/rcta.vol21_num1_art:1276)
- Clark, J. M. y Symington, S. B. (2012). Advances in the mode of action of pyrethroids. *Topics in Current Chemistry*, 314, 49-72. [https://doi.org/10.1007/128\\_2011\\_268](https://doi.org/10.1007/128_2011_268)
- Eddleston, M. y Phillips, M. R. (2004). Self-poisoning with pesticides. *BMJ*, 328(7430), 42-44. <https://doi.org/10.1136/bmj.328.7430.42>
- Field, L. M., Emyr-Davies, T. G., O'Reilly, A. O., Williamson, M. S. y Wallace, B. A. (2017). Voltage-gated sodium channels as targets for pyrethroid insecticides. *European Biophysics Journal*, 46(7), 675-679. <https://doi.org/10.1007/s00249-016-1195-1>
- Fukuto, T. R. (1990). Mechanism of action of organophosphorus and carbamate insecticides. *Environmental Health Perspectives*, 87, 245-254. <https://doi.org/10.1289/ehp.9087245>
- Gammon, D. W., Liu, Z., Chandrasekaran, A., El-Naggar, S. F., Kuryshev, Y. A. y Jackson, S. (2019). Pyrethroid neurotoxicity studies with bifenthrin indicate a mixed Type I/II mode of action. *Pest Management Science*, 75(4), 1190-1197. <https://doi.org/10.1002/ps.5300>
- Gui, F., Lan, T., Zhao, Y., Guo, W., Dong, Y., Fang, D. et al. (2022). Genomic and transcriptomic analysis unveils population evolution and development of pesticide resistance in fall armyworm *Spodoptera frugiperda*. *Protein & Cell*, 13(7), 513-531. <https://doi.org/10.1007/s13238-020-00795-7>
- Haake, A., Nguyen, K., Friedman, L., Chakkamparambil, B. y Grossberg, G. T. (2020). An update on the utility and safety of cholinesterase inhibitors for the treatment of Alzheimer's disease. *Expert Opinion on Drug Safety*, 19(2), 147-157. <https://doi.org/10.1080/14740338.2020.1721456>

- King, A. M. y Aaron, C. K. (2015). Organophosphate and carbamate poisoning. *Emergency Medicine Clinics of North America*, 33(1), 133-151. <https://doi.org/10.1016/j.emc.2014.09.010>
- Liu, N., Li, T., Wang, Y. y Liu, S. (2021). G-protein coupled receptors (GPCRs) in insects—A potential target for new insecticide development. *Molecules*, 26(10), 2993. <https://doi.org/10.3390/molecules26102993>
- Liu, Z. K., Li, X. L., Tan, X. F., Yang, M. F., Idrees, A., Liu, J. F. et al. (2022). Effects of emamectin benzoate on fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Agriculture, Sublethal*, 12(7), 959. <https://doi.org/10.3390/agriculture12070959>.
- Lv, Z., Chu, Y. y Wang, Y. (2015). HIV protease inhibitors: a review of molecular selectivity and toxicity. *HIV/AIDS*, 7, 95-104. <https://doi.org/10.2147/HIV.S79956>
- Matošević, A. y Bosak, A. (2020). Carbamate group as structural motif in drugs: a review of carbamate derivatives used as therapeutic agents. *Archives of Industrial Hygiene and Toxicology*, 71(4), 285-299. <https://doi.org/10.2478/aiht-2020-71-3466>
- Matsuo, N. (2019). Discovery and development of pyrethroid insecticides. *Proceedings of the Japan Academy, Series B, Physical and Biological Sciences*, 95(7), 378-400. <https://doi.org/10.2183/pjab.95.027>
- Matsuda, K., Shimomura, M., Ihara, M., Akamatsu, M. y Sattelle, D. B. (2005). Neonicotinoids show selective and diverse actions on their nicotinic receptor targets: electrophysiology, molecular biology, and receptor modeling studies. *Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry*, 69(8), 1442-1452. <https://doi.org/10.1271/bbb.69.1442>
- Morillo, F. y Notz, A. (2001). Resistencia de *Spodoptera frugiperda* (Smith)(Lepidoptera: Noctuidae) a lambdacihalotrina y metomil. *Entomotropica*, 16(2), 79-87.
- Mrema, E. J., Rubino, F. M., Brambilla, G., Moretto, A., Tsatsakis, A. M. y Colosio, C. (2013). Persistent organochlorinated pesticides and mechanisms of their toxicity. *Toxicology*, 307, 74-88. <https://doi.org/10.1016/j.tox.2012.11.015>
- Paredes-Sánchez, F. A., Rivera, G., Bocanegra-García, V., Martínez-Padrón, H. Y. Berrones-Morales, M., Niño-García, N. et al. (2021). Advances in control strategies against *Spodoptera frugiperda*. A review. *Molecules*, 26(18), 5587. <https://doi.org/10.3390/molecules26185587>
- Patisaul, H. B., Behl, M., Birnbaum, L. S., Blum, A., Diamond, M. L., Rojello, S. et al. (2021). Beyond Cholinesterase Inhibition: Developmental Neurotoxicity of Organophosphate Ester Flame Retardants and Plasticizers. *Environmental Health Perspectives*, 129(10), 105001. <https://doi.org/10.1289/EHP9285>

- Rani, L., Thapa, K., Kanojia, N., Sharma, N., Singh, S., Grewal, A. S. et al. (2021). An extensive review on the consequences of chemical pesticides on human health and environment. *Journal of Cleaner Production*, 283, 124657. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2020.124657>
- Rotenberg, M. y Almog, S. (1995). Evaluation of the decarbamylation process of cholinesterase during assay of enzyme activity. *International Journal of Clinical Chemistry*, 240(2), 107-116. [https://doi.org/10.1016/0009-8981\(95\)06144-4](https://doi.org/10.1016/0009-8981(95)06144-4)
- Silberman, J. y Taylor, A. (2023). Carbamate Toxicity. En *StatPearls* (Internet). StatPearls Publishing. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK482183/>
- Sebastian, R. y Raghavan, S. C. (2017). Molecular mechanism of Endosulfan action in mammals. *Journal of Biosciences*, 42(1), 149-153. <https://doi.org/10.1007/s12038-016-9655-4>
- Simard, F. (2022). The Mosquitome: A new frontier for sustainable vector control. En M. Hall y D. Tamir. (Eds.), *Mosquitopia: The Place of Pests in a Healthy World* (pp. 248-260). Routledge.
- Simon-Delso, N., Amaral-Rogers, V., Belzunces, L. P., Bonmatin, J. M., Chagnon, M., Downs, C. et al. (2015). Systemic insecticides (neonicotinoids and fipronil): trends, uses, mode of action and metabolites. *Environmental Science and Pollution Research International*, 22(1), 5-34. <https://doi.org/10.1007/s11356-014-3470-y>
- Sisay, B., Tefera, T., Wakgari, M., Ayalew, G. y Mendesil, E. (2019). The efficacy of selected synthetic insecticides and botanicals against fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*, in maize. *Insects*, 10(2), 45. <https://doi.org/10.3390/insects10020045>
- Sparks, T. C., Crossthwaite, A. J., Nauen, R., Banba, S., Cordova, D., Earley, F. et al. (2020). Insecticides, biologics and nematicides: Updates to IRAC's mode of action classification-a tool for resistance management. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 167, 104587. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2020.104587>
- Sparks, T. C. y Bryant, R. J. (2022). Innovation in insecticide discovery: Approaches to the discovery of new classes of insecticides. *Pest Management Science*, 78(8), 3226-3247. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2014.11.014>
- Watson, G. B., Siebert, M. W., Wang, N. X., Loso, M. R. y Sparks, T. C. (2021). Sulfoxaflor—A sulfoximine insecticide: Review and analysis of mode of action, resistance, and cross-resistance. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 178, 104924. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2021.104924>
- Yuan, X. L., Zhao, D. L., Zhang, Z. F., Ji, G. X., Chen, D. y Zhang, P. (2024). Characterization of a new insecticidal benzothiazole derivative from *Aspergillus* sp. 1022LEF against the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 72(50), 27939-27952. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.4c07702>

Zhan, E. L., Wang, Y., Jiang, J., Jia, Z. Q., Tang, T., Song, Z. J. et al. (2021). Influence of three insecticides targeting GABA receptor on fall armyworm *Spodoptera frugiperda*: Analyses from individual, biochemical and molecular levels. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 179, 104973. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2021.104973>

# Estrategias de control químico: uso racional de plaguicidas

José Reyes Hernández<sup>1</sup>  
Rodolfo Torres-de los Santos<sup>1</sup>  
Hermilo Lucio Castillo<sup>1</sup>

## Introducción

El gusano cogollero, *Spodoptera frugiperda*, (Lepidoptera: Noctuidae: Spodoptera), es un insecto omnívoro con una gran capacidad de migración y colonización, causando daños en más de 80 cultivos, como maíz, trigo, arroz, sorgo y algodón. Tiene su origen en las regiones tropicales y subtropicales del continente americano, una de sus características es su gran adaptabilidad y fuerte fecundidad (Du y Fu, 2023). A la fecha, el control químico quizás es la herramienta de control de esta plaga más difundida globalmente (Guedes et al., 2016), por lo cual, la dependencia de los insecticidas sintéticos pone de manifiesto los diversos efectos que provocan y su contribución al desequilibrio ambiental, indicando la necesidad de implementar estrategias que favorezcan el manejo agroecológico de esta plaga para reducir los efectos antes mencionados (Hernández-Trejo et al., 2022; Harrison et al., 2019).

Otro factor importante es la generación de la resistencia de *S. frugiperda* a los insecticidas, el aumento de la resistencia a los organofosforados, carbamatos y piretroides ha resultado que los insecticidas de diamida se están convirtiendo gradualmente en el principal agente de control químico (Du y Fu, 2023). El manejo integrado de plagas, que combina diversas estrategias, es la opción más eficaz para controlar *S. frugiperda* y evitar la selección de resistencia causada por el uso excesivo de insecticidas (Tay et al., 2022).

---

<sup>1</sup> Unidad Académica Multidisciplinaria Mante, Universidad Autónoma de Tamaulipas.  
Correo: jrhernandez@uat.edu.mx

## Insecticidas de mayor uso para el control de *S. frugiperda*.

En los últimos 30 años, el uso intensivo de plaguicidas de amplio espectro para el control de *S. frugiperda* ha provocado el desarrollo de resistencia a la mayoría de los productos registrados para su control, además de resurgencia de plagas y contaminación ambiental (Morillo y Notz, 2001). Los piretroides son insecticidas orgánicos sintéticos más utilizados globalmente para el control de *S. frugiperda* con baja toxicidad para los mamíferos que se usan ampliamente en áreas rurales y urbanas de todo el mundo; sin embargo, recientemente esta tendencia a cambiado a otros pesticidas más específicos, estudios de toxicidad realizados contra *S. frugiperda* con ocho insecticidas mostraron que el benzoato de emamectina, spinetoram, clorantraniliprol, lufenurón y clorfenapir fueron más efectivos que el indoxacarb, lambda-cyhalothrin y azadirachtin, mostrando dosis letales medias más bajas los primeros sobre los segundos (Yun-Xia et al., 2020). Estudios similares demostraron una alta toxicidad de spinetoram, spinosad, lufenuron y pyridaben para el gusano cogollero, mientras que indoxacarb, deltametrina, lambda-cyhalothrin, imidacloprid y abamectina exhibieron una toxicidad relativamente baja para el gusano cogollero (Gichere et al., 2022).

El uso excesivo de plaguicidas es el impulsor más importante en la evolución de la resistencia (Gutiérrez-Moreno et al., 2019), respecto a este dato, se han reportado entre tres y ocho aplicaciones de insecticidas por ciclo de maíz (Resende et al., 2016). En México, se realizan dos o tres aplicaciones de organofosforados y piretroides en su mayoría contra varias especies de lepidópteros por ciclo de cultivo (Blanco et al., 2016).

## Selección de plaguicidas

El éxito en el control de *S. frugiperda* tiene que ver con el monitoreo frecuente y la toma de decisión oportuna, antes de que las larvas ingresen al cogollo. El momento óptimo para el control químico es cuando el daño es bajo (daño 3 en la escala de Davis) y aún existen larvas vivas expuestas en la lámina foliar (MRI e IRAC, 2019). Se recomienda rotar modos de acción entre ventanas de aplicación, cada ventana dura 30 días, la cual refleja aproximadamente el tiempo generacional de la plaga, de este modo se puede considerar iniciar con clorantraniliprol más lambda-cyhalothrina, continuar con spinoteram, y regresar con clorantraniliprol (Castañeda, 2021).

Al momento de elegir los insecticidas hay que considerar aquellos productos que tengan el menor impacto posible sobre la fauna benéfica y nunca repetir familia química, modo de acción y la residualidad (Salinas, 2022). De los insecticidas químicos que se utilizan principalmente en el control de *S. frugiperda*, el insecticida diamida es un tipo de pesticida que se dirige específicamente al receptor de rianodina de las plagas de lepidópteros, lo que lo hace seguro, eficaz, específico y de baja toxicidad para los mamíferos, por lo que es uno de los productos plaguicidas de más rápido crecimiento después de los neonicotinoides (Yun-Xia et al., 2020). En la Tabla 1 se indican los insecticidas recomendados.

Tabla 1. Insecticidas recomendados para el control de *Spodoptera frugiperda*

| Grupo                       | Estadio larval | Rapidez de acción | Persistencia | Ingrediente activo                | Banda toxicológica |
|-----------------------------|----------------|-------------------|--------------|-----------------------------------|--------------------|
| Beozoilureas                | L1-L2          | Baja              | Alta         | Lufenuron                         | Verde              |
|                             |                |                   |              | Novaluron                         |                    |
|                             |                |                   |              | Teflubenzuron                     | Azul               |
|                             |                |                   |              | Triflumuron                       | Verde              |
|                             |                |                   |              | Triflubenzuron                    |                    |
| Diamidas                    | L1-L2          | Alta              | Alta         | Clorfuazuron                      | Azul               |
|                             |                |                   |              | Cloranthraniliprol                | Verde              |
|                             |                |                   |              | Flubendiamicina                   | Azul               |
| Spinosinas                  | L-2 L-4        |                   |              | Spinosad                          | Verde              |
|                             | L1-L2          |                   |              | Spinetoram                        |                    |
| Piretroides                 |                |                   |              | Deltametrina                      | Amarillo           |
|                             |                |                   |              | Gamma cialotrina                  | Azul               |
|                             |                |                   |              | Lamdacialotrina                   | Amarillo           |
| Pirroles                    | L1-L5          | Alta              | Alta         | Clorfenapyr                       |                    |
| Neonocorinoide + Piretroide | L1-L5          | Alta              | Baja         | Imidacloprid + Beta Cyflutrina    |                    |
| Avermectina                 | L1-L3          |                   |              | Benzoato de emamectina+ Lufenurom |                    |

Fuente: elaboración propia, 2024.

## Uso reducido de plaguicidas y estrategias de lucha contra la resistencia

El monitoreo de la susceptibilidad del gusano cogollero puede ser una estrategia valiosa para controlar sus poblaciones en el campo, esto puede ayudar a diseñar estrategias de manejo que promuevan el uso reservado de estos productos químicos y prolonguen su eficacia en el manejo de esta plaga (Gichere et al., 2022). El flujo de genes puede retrasar la evolución de la resistencia, en este sentido, para que esta no aumente con el tiempo, se necesita una afluencia de individuos que no estuvieron sujetos a presión de selección, y que no haya emigración de adultos de regreso a esa población no tratada (Nagoshi et al., 2019). El modelado de la tasa de evolución de la resistencia de especies de plagas de insectos con historia de vida y habilidades migratorias variables mostró que, con una alta inmigración, la resistencia puede ser suprimida (Helps et al., 2017).

## Mecanismos de resistencia en campo

Los insecticidas y los cultivos Bt genéticamente modificados son las principales herramientas para el control del gusano cogollero, *S. frugiperda*, en ausencia de cultivos Bt el uso de insecticidas ha aumentado, así como también se ha observado una susceptibilidad reducida a varios insecticidas utilizados durante décadas (Van den Berg y du Plessis, 2022). *Spodoptera frugiperda* es altamente adaptable y conocida por desarrollar resistencia a plaguicidas sintéticos (Santos-Amaya et al., 2015).

Esta evolución, caracterizada por una disminución genéticamente basada en la susceptibilidad a los pesticidas, representa una amenaza para su desarrollo y uso efectivo (Tabashnik et al., 2014). En los últimos años se han incrementado los casos de resistencia de *S. frugiperda* a los insecticidas, esta plaga fue resistente a 29 ingredientes activos de insecticidas de seis modos de acción (Okuma et al., 2018).

Desde entonces, la resistencia a 43 ingredientes activos en diferentes clases químicas han sido reportados en la base de datos de resistencia a plaguicidas de artrópodos (APRD 2021, <https://www.pesticideresistance.org/>); actualmente la APRD menciona 204 casos de resistencia a insecticidas en *S. frugiperda* a nivel mundial, de los cuales el 32 % de los casos son cultivos Bt.

La alimentación de las larvas y su rápido desarrollo son factores importantes que afectan la eficacia de los insecticidas a nivel de campo, ya que estos brindan un control deficiente cuando no se aplican durante las etapas susceptibles del ciclo de vida del insecto (Yu et al., 2003), las larvas se vuelven más tolerantes a los insecticidas a medida que aumenta la edad y su tamaño.

Además, al alimentarse dentro de los verticilos del cultivo dificulta la aspersión, este comportamiento hace que su control sea más difícil, especialmente cuando la eficacia depende de la acción de contacto, quedando expuesta a dosis subletales lo cual genera la resistencia (Bateman et al., 2018).

El alto potencial reproductivo y el multivoltinismo es típico en especies de lepidópteros que rápidamente desarrollan resistencia (Bernardi et al., 2015, Van den Berg et al., 2022), cuanto menor es el tiempo de generación de una plaga, más rápida es la evolución de la resistencia; de esta manera, las especies de plagas que prosperan en climas cálidos tienen un alto potencial evolutivo, conduciendo a una rápida selección de individuos resistentes (Leite et al., 2016). La ecología de la migración de las poblaciones de *S. frugiperda* puede tener efectos significativos en la evolución de la resistencia, en este sentido, la susceptibilidad de *S. frugiperda* a un insecticida en particular en una región específica está influenciada por la extensión de su migración desde las áreas de hibernación hacia las regiones que son invadidas anualmente (Van den Berg y du Plessis, 2022).

## Conclusiones

La dependencia excesiva de los pesticidas químicos ha favorecido el desarrollo de resistencia en esta plaga frente a la mayoría de las clases de insecticidas y sus diferentes tipos de compuestos, como los organofosforados, piretroides, carbamatos e incluso a bioplaguicidas como *B. thuringiensis*.

## Referencias

- Arthropod Pesticide Resistance Database (APRD). (2021). *Welcome. Brief Introduction*. <https://www.pesticideresistance.org/>
- Bateman, M. L., Day, R. K., Luke, B., Edgington, S., Kuhlmann, U. y Cock, M. J. (2018). Assessment of potential biopesticide options for managing fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*) in Africa. *Journal of Applied Entomology*, 142(9), 805-819. <https://doi.org/10.1111/jen.12565>
- Bernardi, O., Bernardi, D., Ribeiro, R. S., Okuma, D. M., Salmeron, E., Fatoretto, J. et al. (2015). Frequency of resistance to Vip3Aa20 toxin from *Bacillus thuringiensis* in *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) populations in Brazil. *Crop Protection*, 76, 7-14. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2015.06.006>
- Blanco, C. A., Chiaravalle, W., Dalla-Rizza, M., Farias, J. R., García-Degano, M. F., Gastaminza, G. et al. (2016). Current situation of pests targeted by Bt crops in Latin America. *Current Opinion in Insect Science*, 15, 131-138. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2016.04.012>
- Carvalho, R. A., Omoto, C., Field, L. M., Williamson, M. S. y Bass, C. (2013). Investigating the molecular mechanisms of organophosphate and pyrethroid resistance in the fall armyworm *Spodoptera frugiperda*. *PLoS One*, 8(4), 1-11. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0062268>
- Castañeda, U. P. (2021). *Efectividad de insecticidas para el control de cogollero (Spodoptera frugiperda) en el cultivo de maíz (Zea mays), en el distrito de Zaña-Chiclayo* [Tesis de licenciatura, Universidad Politécnica Amazónica]. Repositorio Institucional UPA. <https://repositorio.upa.edu.pe/handle/20.500.12897/137>
- Du, J. y Fu, Y. (2023). Diamide insecticides targeting insect ryanodine receptors: Mechanism and application prospect. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 670, 19-26. <https://doi.org/10.1016/j.bbrc.2023.05.107>
- Gichere, S. N., Khakame, K. S. y Patrick O. (2022). Susceptibility evaluation of fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*) Infesting Maize in Kenya against a Range of Insecticides. *Journal of Toxicology*, 2022(1), 8007998. <https://doi.org/10.1155/2022/8007998>
- Guedes, R. N., Smagghe, G., Stark, J. D. y Desneux, N. (2016). Pesticide-Induced Stress in Arthropod Pests for Optimized Integrated Pest Management Programs. *Annual Review of Entomology*, 61, 43-62. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-010715-023646>
- Gutiérrez-Moreno, R., Mota-Sanchez, D., Blanco, C. A., Whalon, M. E., Terán-Santofimio, H., Rodríguez-Macié, J. C. et al. (2019). Field-Evolved Resistance of the Fall Armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) to Synthetic Insecticides in Puerto Rico and Mexico. *Journal of Economic Entomology*, 112(2), 792-802. <https://doi.org/10.1093/jee/toy372>

- Harrison, R. D., Thierfelder, C., Baudron, F., Chinwada, P., Midega, C., Schaffner, U. et al. (2019). Agro-ecological options for fall armyworm (*Spodoptera frugiperda* JE Smith) management: Providing low-cost, smallholder friendly solutions to an invasive pest. *Journal Environmental Management*, 243(1), 318-330. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2019.05.011>
- Helps, J. C., Paveley, N. D. y Van Den Bosch, F. (2017). Identifying circumstances under which high insecticide dose increases or decreases resistance selection. *Journal of Theoretical Biology*, 428, 183-167. <https://doi.org/10.1016/j.jtbi.2017.06.007>
- Hernández-Trejo, A., López-Santillán, J. A., Estrada-Drouaillet, B., Reséndiz-Ramírez, Z., Varela-Fuentes, S., Coronado-Blanco, J. M. et al. (2022). Maize tolerance to *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) leaf damage and insecticide application. *Agro Productividad*, 15(5), 23-31 <https://doi.org/10.32854/agrop.v15i4.2135>
- Leite, N. A., Mendes, S. M., Santos-Amaya, O. F., Santos, C. A., Teixeira, T. P., Guedes, R. N. et al. (2016). Rapid selection and characterization of Cry1F resistance in a Brazilian strain of fall armyworm. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 158(3), 236-247. <https://doi.org/10.1111/eea.12399>
- Morillo, F. y Notz, A. (2001) Resistance of *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) to lambda-cyhalothrin and methomyl. *Biology, Environmental Science*, 16(1), 79-87. <https://tspace.library.utoronto.ca/bitstream/1807/5742/1/em01011.pdf>
- Programa Manejo de Resistencia de Insectos (MRI) e IRAC Argentina. (2019) Cogollero (*Spodoptera frugiperda*) en el cultivo de maíz. *Apressid*, 10(2019), 1-24. [https://issuu.com/aapresid/docs/cogollerorem\\_final\\_](https://issuu.com/aapresid/docs/cogollerorem_final_)
- Nagoshi, R. N., Nagoshi, B. Y., Canarte, E., Navarrete, B., Solorzano, R. y Garces-Carrera, S. (2019). Genetic characterization of fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*) in Ecuador and comparisons with regional populations identify likely migratory relationships. *PLoS One*, 14(9), 1-17. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0222332>
- Okuma, D. M., Bernardi, D., Horikoshi, R. J., Bernardi, O., Silva, A. P. y Omoto, C. (2018). Inheritance and fitness costs of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) resistance to spinosad in Brazil. *Pest Management Science*, 74(6), 1441-1448. <https://doi.org/10.1002/ps.4829>
- Resende, D. C., Mendes, S. M., Marucci, R. C. Silva, A. D., Campanha, M. M. y Waquil, J. M. (2016). Does Bt maize cultivation affect the non-target insect community in the agro ecosystem? *Revista Brasileira Entomologia*, 60(1), 82-93. <https://doi.org/10.1016/j.rbe.2015.12.001>
- Salinas, M. A. (2022). *Mejoramiento en el control químico de Spodoptera frugiperda (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) en maíz en municipio de Espinal Veracruz* [Tesis licenciatura, Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco]. Repositorio Institucional de UAM XOC. <https://repositorio.xoc.uam.mx/jspui/handle/123456789/37591>

- Santos-Amaya, O. F., Rodrigues, J. V., Souza, T. C., Tavares, C. S., Campos, S. O., Guedes, R. N. et al. (2015). Resistance to dual-gene Bt maize in *Spodoptera frugiperda*: selection, inheritance, and cross-resistance to other transgenic events. *Scientific Reports*, 5, 1-10. <https://doi.org/10.1038/srep18243>
- Tay, W. T., Rane R. V., James W., Gordon K. H., Downes S., Kim J. et al. (2022). Resistãnce bioassays and allele characterization inform analysis of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) introduction pathways in Asia and Australia. *Journal Economic Entomology*, 115(6), 1790-1805. <https://doi.org/10.1093/jee/toac151>
- Yu, S. J., Nguyen, S. N. y Abo-Elghar, G. E. (2003). Biochemical characteristics of insecticide resistance in the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith). *Pesticide Biochemistry Physiology*, 77(1), 1-11. [https://doi.org/10.1016/S0048-3575\(03\)00079-8](https://doi.org/10.1016/S0048-3575(03)00079-8)
- Zhao, Y. X., Huang, J. M., Ni, H., Guo, D., Yang, F. X., Wang, X. et al. (2020). Susceptibility of fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith), to eight insecticides in China, with special reference to lambda-cyhalothrin. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 168, 104623. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2020.104623>
- Tabashnik, B. E., Mota-Sanchez, D., Whalon, M. E., Hollingworth, M. y Carrière, Y. (2014). Defining terms for proactive management of resistance to Bt crops and pesticides. *Journal of Economic Entomology*, 107(2), 496-507. <https://doi.org/10.1603/EC13458>

# Estrategias de control: etológico

Edgar Alexis García Romero<sup>1</sup>

Martín Berrones Morales<sup>1</sup>

Francisco Alejandro Paredes Sánchez<sup>1</sup>

## Introducción

El control etológico es utilizado como método de represión, el cual se basa en el comportamiento de los insectos y sus hábitos, que está determinado gracias a la presencia de estímulos que pueden ser químicos, físicos y mecánicos. El uso de trampas es una herramienta muy efectiva para la atracción, captura y destrucción de los especímenes, se utiliza como un método de monitoreo que permite contabilizar la abundancia de los insectos (Ramos, 2015).

El control etológico es una alternativa para el combate de las plagas, su manejo es muy amigable con el medioambiente gracias la utilización de cebos, colores, luz y medios de captura mecánicos que mantienen una baja presencia de residuos químicos derivados de plaguicidas. Este tipo de control es utilizado como un método de estudio de comportamiento para distintas especies benéficas o plagas, entre las que encontraremos aquellas destinadas para estudio y manejo de *Spodoptera frugiperda* mediante el uso de los distintos métodos que integran este control, a través de un monitoreo y registro de actividades realizadas por la especie estudiada.

## Trampas con feromonas

Las trampas con feromonas se utilizan para monitoreo, localización, destrucción o interrupción del apareamiento de las poblaciones de insectos plaga, estos utilizan las feromonas para localizar pareja y llevar a cabo la reproducción; un ejemplo de ello es cuando un insecto utiliza kairomonas para localizar plantas y frutos, en este caso es el gorgojo del maíz (*Sitophilus zeamais*). Este insecto detecta compuestos químicos emitidos por los granos almacenados, lo que le permite encontrarlos para alimentarse y depositar sus huevos; al identificar las respuestas a estos estímulos, se pueden diseñar distintos cebos atrayentes a base de feromonas y otros alimenticios tóxicos. En distintas especies de palomillas la comunicación sexual está medida por

<sup>1</sup> Unidad Académica Multidisciplinaria Mante, Universidad Autónoma de Tamaulipas.

Correo: earomero@uat.edu.mx

feromonas y éstas pueden tener variación dependiendo de la ubicación geográfica en la que se encuentran (Groot et al., 2009). Esta puede contener cambios cualitativos o cuantitativos de los componentes que integran a la feromona sexual (Smadja y Butlin, 2009).

Estas utilizan las corrientes de aire para desplazarse hacia distintos lugares, logrando atraer a los machos. A partir de las glándulas sexuales de hembras de *S. frugiperda*, se han identificado varias moléculas de acetatos, como el (Z) -9-tetradecenilo (Z9-14:OAc) como componente destacado, el (Z)-7- dodecinilo (Z7-12:OAc), el (Z)-11-hexadecenilo (Z11-16:OAc), el (Z)-9-dodecenilo (Z9-12:OAc) y el (E)-7-dodecenilo (E7-12:OAc) (Batista-Pereira et al., 2006). El compuesto mencionado al final solo ha sido localizado en poblaciones brasileñas de *S. frugiperda* (Batista-Pereira et al., 2006). En poblaciones pertenecientes al territorio mexicano, los compuestos secretados por las hembras al realizar un llamado de apareamiento contienen tres tipos de acetatos: el Z9-14:OAc como componente sobresaliente, Z11-16:OAc como secundario y el Z7-12:OAc como traza (Cruz-Esteban et al., 2018). En la actualidad se ha descubierto que para capturar machos de *S. frugiperda* en campos de maíz de distintas regiones de Norteamérica y parte de Latinoamérica basta con dos acetatos: el Z9- :OAc y Z7-12:OAc (Andrade et al., 2000; Fleischer et al., 2005).

## Trampas con atrayentes

Las trampas son utilizadas para el monitoreo y la captura de especies plaga, que combinadas con un atrayente pueden aumentar su efectividad, son variadas en forma, tamaño, en su sistema de retención de insectos y su capacidad de almacenamiento. Han sido estudiadas en diferentes formas, encontrándose que algunos diseños cuentan con una mayor eficiencia en la retención de insectos capturados, pero estos poseen una capacidad de almacenamiento limitada. Los insectos utilizan distintos mecanismos para la localización de pareja y alimento. Con la utilización de feromonas es posible desarrollar estrategias de monitoreo, captura masiva, atracción-aniquilación y alteración del apareamiento (Howse et al., 1997). Se pueden presentar capturas de insectos no blanco que ocasionan problemas, esto sucede incluso al utilizar cebo de feromonas específicas, una causa de esta problemática puede derivarse de señales detectadas por medio de la visión (Myers et al., 2009) o a la atracción por una feromona diferente (Malo et al., 2001).

Las siguientes trampas (Figura 1) son utilizadas de manera común para el control y detección de plagas.

La trampa de manga (Pest Control India, Bangalore, India) (Figura 1a) se caracteriza por un embudo de plástico color amarillo cubierto de una tapadera verde y una funda de polietileno recubierta con talco para retener los insectos que se desplazaban a través del embudo. Donde el *cebo* estaba suspendido debajo de la tapa (Whitfield et al., 2019).

La trampa universal para polillas (UniTrap, AgriSense, Treforest, Reino Unido) (Figura 1b) se conforma por un embudo amarillo dentro de un cubo de plástico blanco cubierto de una tapa verde. El cebo se suspendió desde la tapa en una jaula de plástico y los insectos ingresan a través del embudo (Whitfield et al., 2018). La trampa de ala (1C Wing Trap, IPM Technologies Inc., Portland, OR) (Figura 1c) se divide por dos mitades sujetas a un espaciador de alambre, con una lámina adhesiva reemplazable en la sección inferior de la trampa (Whitfield et al., 2018). La trampa de recipiente (Funnel/bucket insect trap) (E. Lobos, Santiago del Estero, Argentina) (Figura 1d) se compone por un balde de plástico con tapa y cuatro agujeros en los costados; esta utiliza agua con una capa de aceite mineral para lograr reducir la tensión superficial y la evaporación. El cebo está sujeto a la tapa y los insectos pueden ingresar a la trampa a través de los orificios laterales (Whitfield et al., 2018).

La trampa delta (AgriSense) (Figura 1e) consiste en una lámina blanca de Correx acompañada de una lámina adhesiva reemplazable en su base que impide que los insectos ya capturados escapen (Whitfield et al., 2018).

Trampa Lep (Plato Industries, Ltd., Houston, TX) (Figura 1f) esta se caracteriza por una lámina adhesiva reemplazable en su parte inferior, de color blanco. El *cebo* se localiza por debajo del vértice de la sección superior. Está diseñada para el monitoreo de más de una especie de insectos, entre ellos, el lepidóptero *S. frugiperda*. Además, se ha implementado en cultivos de algodón. Esta debe sujetarse a un soporte, ya sea una estaca redonda o rectangular. En el interior de la trampa contiene un piso adhesivo reemplazable cuando se requiera un nuevo dispensador de feromonas (Whitfield et al., 2019).

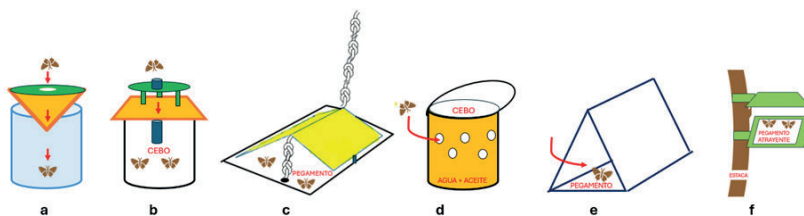


Figura 1. Representación gráfica de los tipos de trampas utilizadas con atrayentes. a) Trampa de manga, b) trampa universal para polillas, c) trampa de ala, d) trampa de balde, e) trampa delta y f) trampa Lep

Fuente: elaboración propia.

## Trampas pegajosas de colores

Las trampas pegantes de colores se emplean dentro de la detección o el control etológico. La ubicación y la altura adecuada afectan su efectividad. Los colores más utilizados son el amarillo, rojo, azul, blanco, verde, negro y morado. Estas han sido objeto de investigación para evaluar su eficiencia (Gharekhani et al., 2014; Böckmann y Meyhöfer, 2017; Tarwotjo et al., 2019; Pobozniak et al., 2020). Los colores que conforman las trampas resultan muy atractivos para algunas especies de insectos; las amarillas atraen principalmente pulgones, moscas minadoras y palomillas; el color blanco y el azul celeste resultan más atractivos para insectos como trips; el morado-blanco y el blanco-azul son ideales para especies como trips; los colores verde y amarillo atraen más a las especies de palomillas diurnas o nocturnas (Larraín et al., 2006). Las trampas pegajosas son un método de monitoreo, identificación y control utilizado como alternativa ante el uso inapropiado de insecticidas químicos.

## Trampas de luz

El control físico o por medio de trampas de luz es uno de los métodos más utilizados para la vigilancia y control de plagas en cultivos. Su utilización se respalda por la atracción de múltiples especies gracias al uso de fuentes luminosas, aunque en ocasiones puede existir un comportamiento contrario de repulsión (Shimoda y Honda, 2013). A los insectos nocturnos les atraen fuentes de emisión de luz ultravioleta, gracias a la alta prevalencia de fotorreceptores que identifican el tipo de longitud de onda. Una gran cantidad de especies de insectos nocturnos pueden detectar solo el espectro de luz ultravioleta (Koshitaka et al., 2008). La luz afecta el comportamiento de los insectos de diferentes formas, estas pueden clasificarse en diferentes categorías:

- 1) Fototaxis positiva: Se refiere a la atracción del insecto hacia una fuente de luz, como ocurre con muchos insectos nocturnos.
- 2) Fototaxis negativa: Ocurre cuando el insecto es repelido por la luz y se aleja de la fuente luminosa.
- 3) Adaptación a la luz: Se da cuando un insecto nocturno, al ser expuesto a una fuente de luz, permanece en estado de reposo en lugar de ser atraído o repelido.
- 4) Alteraciones del ritmo circadiano: La luz artificial interfiere con actividades esenciales del insecto, como el vuelo, la locomoción o el cortejo.
- 5) Alteración de la fotoperiodicidad: La iluminación artificial provoca un desfase en los ciclos biológicos, como la dormancia.
- 6) Toxicidad lumínica: La luz ultravioleta (UV) o azul puede afectar los fotorreceptores de los ojos compuestos de los insectos, alterando su visión y comportamiento (Expósito, 2021).

Los atrayentes visuales mejoran la eficiencia en la captura, monitoreo y control de insectos. La fototaxis positiva se utiliza para atraer a los insectos hacia la trampa. Para optimizar este proceso, se han incorporado diodos emisores de luz LED, que emiten longitudes de onda más eficaces para una mayor atracción de los insectos (Briscoe et al., 2001; Cohnstaedt et al., 2008). La actualización de estas trampas o dispositivos optimiza la recolección de insectos mediante una mayor atracción visual. Las trampas de luz son eficaces para reducir las poblaciones de adultos, especialmente cuando se combinan con otras estrategias de control, como el biológico y el cultural (Yano, 1987; Gu et al., 2008) o cultivos trampa (Moreau, 2010; Moreau y Isman, 2011). Las trampas más efectivas y con mayor índice de atracción son de luz blanca fría y luz negra UV. En la Figura 2 se puede apreciar una trampa de luz.



Figura 2. Trampa a base de una lampara adaptada a una fotocelda solar para la captura de insectos noctuidos (Noctuidae) en cultivos de caña del campo experimental “La Posta” perteneciente a la Unidad Académica Multidisciplinaria Mante - Centro, Ubicada en El Mante, Tamaulipas, México

Fuente: elaboración propia.

## Conclusión

El uso del control etológico es una estrategia beneficiosa dentro del manejo integrado de plagas, principalmente por sus características amigables con el medioambiente. Esta técnica se enfoca en influir en el comportamiento de los insectos para optimizar su control, lo cual la convierte en una herramienta eficiente y menos perjudicial para los ecosistemas. Sin embargo, es fundamental considerar varios factores al seleccionar y aplicar la técnica más adecuada, tales como el tipo de plaga, las condiciones del cultivo y el entorno agrícola.

Los diferentes métodos de trampeo desempeñan un papel clave en el monitoreo y control de las plagas que afectan los cultivos. Estas no solo sirven para capturar insectos, sino también para proporcionar información valiosa sobre el estado de infestación del cultivo. Este conocimiento permite tomar decisiones más precisas sobre el momento adecuado para aplicar productos de control, evitando el uso innecesario de pesticidas y reduciendo así el impacto ambiental.

Además, la detección temprana de la plaga mediante trampas permite identificar en qué estadio y umbral de daño se encuentra, lo que ayuda a evitar aplicaciones de control químico u orgánico fuera de tiempo que podría comprometer la salud del cultivo y generar pérdidas económicas para el productor. Utilizando las trampas de manera adecuada es posible gestionar el control de plagas de forma más eficiente protegiendo tanto la productividad agrícola como los intereses económicos. Para lograr esto, es esencial conocer los distintos tipos de trampas disponibles, comprender sus características y seleccionar aquellas que mejor se adapten al entorno agrícola donde se implementarán. Un buen conocimiento de los métodos de trampeo contribuirá a un manejo de plagas más efectivo, sostenible y rentable para los productores.

## Referencias

- Andrade, R., Rodríguez, C. y Oehlschlager, A. C. (2000). Optimización de un *cebo* de feromonas para *Spodoptera frugiperda* (Smith) en Centroamérica. *Revista de la Sociedad Química Brasileña*, 11(6), 609-613. <http://dx.doi.org/10.1590/S0103-50532000000600009>
- Batista-Pereira, L. G., Stein, K., De Paula, A. F, Moreira, J. A., Cruz, I., Figueiredo, M. L. et al. (2006). Evaluation of the sex pheromone of the Brazilian population of *Spodoptera frugiperda*. *Journal of Chemical Ecology*, 32(5), 1085-1099. <https://doi.org/10.1007/s10886-006-9048-5>
- Böckmann, E. y Meyhöfer, R. (2017). Sticky trap monitoring of a pest-predator system in glasshouse tomato crops: are available trap colours sufficient? *Journal of Applied Entomology*, 141(5), 339-351. <https://doi.org/10.1111/jen.12338>
- Briscoe, A. D. y Chittka, L. (2001). The evolution of color vision in insects. *Annual Review of Entomology*, 46(1), 471-510. <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.46.1.471>
- Cohnstaedt, L. E., Gillen, J. I. y Munstermann, L. E. (2008). Light-emitting diode technology improves insect trapping. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 24(2), 331-334. <https://doi.org/10.2987%2F5619.1>
- Cruz-Esteban, S., Rojas, J. C., Sánchez-Guillén, D., Cruz-López, L. y Malo, E. A. (2018). Geographic variation in pheromone component ratio and antennal responses, but not in attraction, to sex pheromones among fall armyworm populations infesting corn in Mexico. *Journal of Pest Science*, 91(3), 973-983. <https://doi.org/10.1007/s10340-018-0967-z>
- Expósito, J. M. (2021). *Evaluación de trampas cromáticas y trampas de luz para el seguimiento de insectos en zonas peri-urbanas de palma* [Trabajo de grado, Universidad de Illes Balears]. Repositorio Institucional IB.
- Fleischer, S. J, Harding, C. L, Blom, P. E., White, J. J. y Grehan, J. (2005). *Spodoptera frugiperda* cebos de feromonas para evitar capturas no objetivo de *Leucania phragmatidicola*. *Revista de Entomología Económica*, 98(1), 66-71. <https://doi.org/10.1093/jee/98.1.66>
- Gu, X. S., Bu, W. J., Xu, W. H., Bai, Y. C., Liu, B. M. y Liu, T. X. (2008). Population suppression of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) using yellow sticky traps and *Eretmocerus* nr. *rajasthanicus* (Hymenoptera: Aphelinidae) on tomato plants in greenhouses. *Insect Science*, 15(3), 263-270. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7917.2008.00209.x>
- Gharekhani, G. H., Ghorbansyahi, S., Saber, M. y Bagheri, M. (2014). Influence of the colour and height of sticky traps in attraction of *Thrips tabaci* (Lindeman) (Thysanoptera, Thripidae) and predatory thrips of family Aeolothripidae on garlic, onion, and tomato crops. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 47(18), 2270-2275. <https://doi.org/10.1080/03235408.2013.874100>

- Groot, A. T., Inglis, O., Bowdridge, S., Santangelo, R. G., Blanco, C., López, J. et al. (2009). Variación geográfica y temporal en la comunicación química de las polillas. Evolución. *Revista Internacional de Evolución Orgánica*, 63(8), 1987-2003. <https://doi.org/10.1111/j.1558-5646.2009.00702.x>
- Howse, P. E., Stevens, I. D. y Jones, O. T. (1997). *Insect Pheromones and their Use in Pest Management*. Springer Netherlands. <https://doi.org/10.1007/978-94-011-5344-7>
- Koshitaka, H., Kinoshita, M., Vorobyev, M. y Arikawa, K. (2008). Tetrachromacy in a butterfly that has eight varieties of spectral receptors. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 275(1637), 947-954. <https://doi.org/10.1098/rspb.2007.1614>
- Larraín, S. P., Varela, U. F., Quiroz, E. C. y Graña, S. F. (2006). Efecto del color de trampa en la captura de *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: thripidae) en pimiento (*Capsicum annum* L.). *Agricultura Técnica*, 66(3), 306-311. <http://dx.doi.org/10.4067/S0365-28072006000300009>
- Malo, E. A., Cruz-López, L., Valle-Mora, J., Virgen, A., Sánchez, J. A. y Rojas, J. C. (2001). Evaluación de cebos y trampas comerciales de feromonas para el monitoreo del gusano cogollero macho (Lepidoptera: Noctuidae) en la Región Costa de Chiapas, México. *Florida Entomologist*, 84(4), 659-664. <http://dx.doi.org/10.2307/3496398>
- Moreau, T. (2010). *Manipulating whitefly behaviour using plant resistance, reduced risk sprays, trap crops and yellow sticky traps for improved control for sweet pepper greenhouse crops* [Tesis de doctorado, University of British Columbia]. Repositorio Institucional UBC. <https://open.library.ubc.ca/soa/cIRcle/collections/ubctheses/24/items/1.0069076>
- Moreau, T. L. e Isman, M. B. (2011). Trapping whiteflies? A comparison of greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*) responses to trap crops and yellow sticky traps. *Pest Management Science*, 67(4), 408-413. <https://doi.org/10.1002/ps.2078>
- Myers, C. T., Krawczyk, G. y Agnello, A. M. (2009). Respuesta de tortricida polillas e insectos no objetivo para atrapar el color con feromonas en huertos comerciales de manzanos. *Journal of Entomological Science*, 44(1), 69-77. <https://doi.org/10.18474/0749-8004-44.1.69>
- Pobozniak, M., Tokarz, K. y Musynov, K. (2020). Evaluation of sticky trap colour for thrips (Thysanoptera) monitoring in pea crops (*Pisum sativum* L.). *Journal of Plant Diseases and Protection*, 127(2), 1-15. <http://dx.doi.org/10.1007/s41348-020-00301-5>
- Ramos, C. (2015). *Control etológico para plagas del suelo*. Comité Estatal de Sanidad Vegetal Guanajuato, Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural Pesca y Alimentación. Secretaría de Desarrollo Agropecuario.
- Shimoda, M. y Honda, K. I. (2013). Insect reactions to light and its applications to pest management. *Applied Entomology and Zoology*, 48(4), 413-421. <https://doi.org/10.1007/s13355-013-0219-x>

- Smadja, C. y Butlin, R. K. (2009). On the scent of speciation: the chemosensory system and its role in premating isolation. *Heredity*, 102(1), 77-97. <https://doi.org/10.1038/hdy.2008.55>
- Tarwotjo, U., Rahadian, R. y Hadi, M. (2019). Abundance and diversity of insects on apple water tree during fruit season using different colours and different height placement of sticky trap. *Journal of Physics: Conference Series*, 1217(1), 1-8. <https://iopscience.iop.org/article/10.1088/1742-6596/1217/1/012140>
- Whitfield, E. C., Lobos, E., Cork, A. y Hall, D. R. (2019). Comparison of different trap designs for capture of noctuid moths (Lepidoptera: Noctuidae) with pheromone and floral odor attractants. *Journal of Economic Entomology*, 112(5), 2199-2206.
- Yano, E. (1987). Quantitative monitoring techniques for greenhouse whitefly. *IOBC/WPRS Bull*, 10, 198-202.

## Estrategias de control: alternativo y en desarrollo

Jorge Ariel Torres-Castillo<sup>1</sup>  
María Cruz Juárez-Aragón<sup>1,2</sup>

### Introducción

Para lograr un manejo adecuado de las poblaciones de *Spodoptera frugiperda* a largo plazo, es imperativa la aplicación de varios métodos que de manera integral, puedan ejercer un impacto en la biología de esta plaga. Las estrategias desarrolladas deben incluir conocimientos locales, tradicionales o apoyados en la investigación tecnológica. El uso de estrategias alternativas abarca el uso rotativo de cultivos intercalados, aunado a la implementación de barreras vivas con especies atrayentes o repelentes, así como el uso de variedades nativas o con evidencias de resistencia al ataque de *S. frugiperda*, que fortalecen los planes de manejo integrales (Ruiz-Sánchez et al., 2023). Si bien, se ha reportado que este tipo de estrategias favorecen el éxito de un plan de manejo holístico, existen diversos aspectos que se deben considerar. Muchas de estas alternativas no incurren en inversiones grandes ni frecuentes como ocurre con otras estrategias de control; sin embargo, exigen que se cumplan criterios como la garantía de su aplicación continua, revisiones de su funcionamiento frecuentes, trabajo colaborativo entre extensionistas y agricultores, además del cumplimiento de las medidas legales (Harrison et al., 2019).

Recientemente, se ha reconocido que el empleo de las estrategias alternativas de control para la expansión de *S. frugiperda*, realmente tienen un impacto positivo al disminuir la capacidad de colonización y los daños causados en diversos cultivos, aun en zonas donde su ingreso es relativamente reciente; no obstante, la implementación de estos métodos resulta complicado cuando el panorama socioeconómico, geográfico, agrícola y político no siempre coincide en las metas para dicho control (Niassy et al., 2021). En este sentido, se requiere de un compromiso colectivo y un conocimiento profundo de los aspectos ambientales, biogeográficos, ecológicos, socioeconómicos, políticos y biológicos para proteger la producción agrícola contra *S. frugiperda*. Este plan debe integrar a los pequeños productores que generalmente usan métodos alternativos, fomentando la rotación de cultivos y el manejo de la biodiversidad en sus parcelas, pudiendo comprometer la continuidad del ciclo

<sup>1</sup>Unidad Académica Multidisciplinaria Mante, Universidad Autónoma de Tamaulipas.

Correo: joatorres@docentes.uat.edu.mx

<sup>2</sup>Instituto de Ecología Aplicada, Universidad Autónoma de Tamaulipas.

biológico de *S. frugiperda* al reducir la disponibilidad de hospederos adecuados (Gebreziher, 2020; Tambo et al., 2020; Niassy et al., 2021).

## Manejo cultural, físico y mecánico de las poblaciones de *S. frugiperda*

Las principales formas de control alternativo se ponen en práctica dependiendo de las capacidades de cada agricultor, estas incluyen el deshierbe frecuente para cerrar el rango de hospederos cerca de las parcelas, la recolecta manual de larvas y masas de huevos, las cuales pueden usarse para la alimentación de aves de corral o ganado, siembras tempranas para reducir el tiempo de exposición del cultivo a las infestaciones y la aplicación de cenizas, quema de residuos del cultivo, quema de plantas infestadas y resiembras para reponer la cobertura perdida (Cokola et al., 2023), lo anterior muestra la heterogeneidad de las opciones que están disponibles para el manejo cultural, físico y mecánico de las poblaciones de *S. frugiperda*. Esa variedad de mecanismos depende de cada región y agricultor.

Los procedimientos anteriores combaten aspectos específicos de la plaga, por lo que es importante considerarlos en estrategias integrales para el manejo de este insecto, sobre todo porque no incluyen inversiones elevadas, requieren poco manejo de maquinaria o infraestructura, no parecen generar resistencias y no afectan la salud humana ni provocan contaminación ambiental. Por otro lado, la investigación sobre el manejo de esta plaga de importancia global ha conducido al desarrollo de tecnologías novedosas con potencial para su implementación en el campo a corto y mediano plazo.

## Transgénesis

La primera de las estrategias derivadas de la investigación fue la transgénesis para conferir resistencias específicas que afectaran la fisiología digestiva de *S. frugiperda*. Los eventos incluyen la expresión de genes de proteínas Cry (formas nativas y quiméricas) y de inhibidores de proteinasas digestivas (Machado et al., 2017; Huang, 2021; Chae et al., 202; Saakre et al., 2023). El uso de líneas transgénicas con genes Cry de *Bacillus thuringiensis* (Bt) ha mostrado una alta capacidad para reducir la incidencia y el desarrollo larval con porcentajes superiores al 90 %, lo que evidencia la versatilidad de estos agentes de control para reducir el impacto de la plaga.

Las investigaciones señalan como candidatos prometedores a los genes Cry1Ab, Cry1B.868, Cry1Da\_7, Cry1Ac, Cry1F y Cry1AcF, los cuales se han reportado como efectivos contra *S. frugiperda* al ser expresados principalmente en maíz, soya y tabaco (Machado et al., 2020; Horikoshi et al., 2021; Saakre et al., 2023;

Zhao et al., 2023). Esto coloca a dichos genes como candidatos prioritarios para fortalecer planes de fitomejoramiento para crear líneas resistentes a los embates causados por *S. frugiperda* y, además, pueden ser elementos que permitan elucidar las dinámicas adaptativas y el desarrollo de resistencias por parte del insecto.

A pesar de que el uso de genes Bt como parte de la oferta biotecnológica ha sido ampliamente explorado, se debe considerar el desarrollo de resistencia contra Cry1F por parte del insecto. Esto revela factores limitantes del uso de estos genes para conferir una protección prolongada. Entre ellos, el modo de acción es esencialmente el mismo para todos los eventos Bt; también, dada su similitud estructural, la aparición de resistencias cruzadas es altamente probable entre los eventos Bt. Finalmente, se debe considerar que los niveles de expresión de los genes Cry sean suficientemente altos para garantizar una producción suficiente de las toxinas para alcanzar la ventana biológica y lograr el nivel de control efectivo (Monnerat et al., 2015; Huang, 2021).

Por otra parte, el uso de genes de inhibidores de proteinasas digestivas es otra de las vertientes del fitomejoramiento biotecnológico con gran potencial para la obtención de líneas de cultivos resistentes al ataque del insecto. Aquí, el efecto de estas líneas se enfocaría en bloquear la actividad de enzimas hidrolíticas del intestino mediante la acumulación de proteínas inhibidoras que se incorporarían por la ingesta de plantas portadoras de esa característica (Pandey et al., 2022). Esto mermaría la capacidad digestiva del insecto y, por ende, afectaría su condición general y la capacidad de reproducción. De hecho, el uso de esta tecnología ha sido probado exitosamente contra *Spodoptera litura* Fab., que fue sensible a la proteína inhibidora de proteinasa proveniente de *Vigna mungo* L. Hepper (VmPI) expresada de forma constitutiva en tabaco, donde el efecto principal fue un retardo en el desarrollo al compararlo con insectos crecidos en las condiciones de control (Jagdish y Koundal, 2020). Para una inspección exitosa que se apoye en el uso de genes de proteínas inhibidoras de proteinasas, se deben considerar diversos aspectos (Manoramy et al., 2021), el primero involucra a la selección del candidato que cumpla con el mejor nivel de control, la mayor estabilidad y expresión (Hemmati et al., 2021); además, se debe contemplar que la aparición de proteinasas insensibles a la presencia de dichas proteínas inhibidoras es un hecho natural y que, de no cuidarse se puede conducir a la aparición de una resistencia generalizada contra líneas de esta naturaleza, ya que es bien conocido que el suministro de estos inhibidores en la dieta ha motivado la expresión de enzimas insensibles en *S. frugiperda* (Brioschi et al., 2007).

## Tecnología de ARNi

Otro de los medios de control sugeridos debido a la naturaleza novedosa y específica por el diseño y selección de los blancos, es el uso de la tecnología de ARNi (ARN de interferencia o ARN interferente) (Kebede y Fite, 2022), que se basa en el silenciamiento dirigido de la actividad de genes específicos a través de aproximaciones bioquímicas y moleculares, que aprovechan mecanismos eucarióticos endógenos a nivel celular (asociados con la protección contra rearrreglos genéticos por los elementos transponibles, contra elementos virales y auxiliares en la regulación endógena de algunos procesos del desarrollo) para inducir alteraciones en la expresión de genes involucrados en procesos de desarrollo claves. Esta tecnología tiene potencial para interrumpir fases como la síntesis de hormonas, enzimas desintoxicantes y procesos reproductivos de los insectos, mostrando efectividad para el control de plagas (Yan et al., 2020).

En el caso del silenciamiento de la actividad de la monooxigenasa P450 de *S. frugiperda*, relacionada con la desintoxicación de insecticidas, se ha reportado que hay variantes de este gen en insectos con patrones de actividad limitados a formas larvarias, etapa de huevo o de adulto, mismas que presentan diferencias en órganos y tejidos específicos. Sobre su silenciamiento, se ha reportado que cuando se le suministró el ARN bicatenario para regiones conservadas de genes de P450 (ARN sintético que porta las secuencias que inducirán el silenciamiento específico al ser reconocidas por la maquinaria celular) dentro de la dieta, se silenciaron estos genes, logrando disminuir los niveles de expresión relativa de los genes de P450 en *S. frugiperda*, lo que se asoció con un incremento en la mortalidad frente al insecticida clorantraniliprol (Bai-Zhong et al., 2020).

El silenciamiento de genes relacionados con el crecimiento, desarrollo y reproducción es una estrategia clave para interrumpir la fisiología de los insectos y disminuir su condición para causar daños. En este sentido, el silenciamiento de la producción de alatotropinas y alatostatinas se ha reportado como causante de alteraciones físicas y del desarrollo en *S. frugiperda*, con potencial para el control de esta plaga (Yan et al., 2020). Las formas en las que el ARN bicatenario se suministra a los insectos son a través de inyección directa, en la dieta, por aspersión foliar o mediante transgénesis y aplicación con liposomas y otras tecnologías en desarrollo (Lucena-Leandro et al., 2022; Su et al., 2023).

Aunque el uso del ARNi se vuelve cada vez más tangible, se debe considerar todo el trasfondo técnico y las posibles implicaciones en la fisiología del insecto, que en ocasiones puede conducir a efectos no deseados o a interferencias con otros métodos de control (Rodríguez-Cabrera et al., 2010; Yan et al., 2020).

## Uso de polímeros para formulación

Otra de las áreas de oportunidad bastante exploradas para el control de esta plaga es el uso de polímeros, un área que ha ganado bastante auge en los últimos años, debido a la versatilidad de aplicaciones y diversidad de compuestos disponibles para uso agrícola.

Los polímeros pueden suministrarse como adherentes, películas, recubrimientos, encapsulados (micro y nano), nanopartículas y matrices biocompatibles, principalmente biodegradables, no tóxicas y de costos accesibles (Basu y Bhattacharya, 2021; Sikder et al., 2021; Zhao et al., 2021; Zhang et al., 2023). Zhu et al. (2023) reportaron que una mezcla de benzoato de emamectina formulado en gránulos de bentonita y alginato, aumentó el tiempo de efectividad para controlar a *S. frugiperda* en comparación con el insecticida solo, alcanzando control superior al 80 % en pruebas de campo al asperjar el insecticida formulado en dicho gel, remarcando la importancia del uso de coadyuvantes para estabilizar y potenciar a los insecticidas químicos.

La formulación del benzoato de emamectina en nanopartículas de 1,2-distearoyl-sn-glycero-3-phosphoethanolamine-N-(amino[polyethylene glycol]-2000) (DSPE-PEG2000-NH<sub>2</sub>) tuvo efectos positivos en la adhesión, dispersión y compatibilidad del insecticida, permitiendo una liberación gradual y una efectividad prolongada al asperjarse sobre el follaje de maíz en pruebas de campo para lograr una alta retención sobre el follaje. Lo anterior se relacionó con un impacto positivo en el control de larvas de *S. frugiperda*, alcanzando los mejores niveles de control hasta el tercer día de la aspersión; aunque se observó un aparente efecto residual hasta los 14 días (Chen et al., 2022).

El uso de polímeros para la administración de agentes activos y de agentes biológicos también se ha explorado. Recientemente, se ha logrado un control exitoso de *S. frugiperda* en condiciones de campo usando nematodos entomopatógenos (*Steinernema carpocapsae*) aplicados en cogollos de plantas de maíz mediante una formulación protectora con base de carboximetil celulosa, logrando un control del 100 %, superior al uso de agua y surfactantes mezclados con los nematodos.

Esto demuestra que la formulación adecuada de agentes biológicos con ayuda de polímeros puede conducir a un control efectivo, sustentable y alternativo al uso de agentes químicos (Fallet et al., 2022). También la mezcla de un insecticida botánico nanoencapsulado con proteínas de suero de leche mostró un efecto positivo en el control de *S. frugiperda*, ya que esta formulación aumentó la permanencia y asimilación de la azadiractina, lo que provocó un efecto insecticida mayor y más rápido (Bae et al., 2022). Incluso, el uso de enzimas hidrolíticas encapsuladas en fases poliméricas se ha señalado como una opción para el control de *S. litura*. Por

ejemplo, Narendrakumar y Karthick (2021) desarrollaron una nanoformulación para incluir la quitinasa de *Serratia marcescens* SU05, con buen desempeño al mantener activa y estable a la enzima, logrando un nivel aceptable de mortalidad contra las larvas de esta plaga. El uso de estas nanoformulaciones conjugadas con agentes biológicos o bioquímicos pone en evidencia la amplia versatilidad de elementos que se pueden incluir en agregados poliméricos para aumentar las posibilidades de un control exitoso hacia *S. frugiperda*.

## Conclusión

Todas las evidencias mostradas en esta recopilación dejan entrever la necesidad de un control efectivo de *S. frugiperda* que debe ser atendido desde diversos ángulos para no generar resistencias, aparición de biotipos más agresivos, invasión de nuevas áreas o afectaciones a hospederos alternos de importancia económica. Si bien, las estrategias de control alternativo señaladas en este capítulo no son ampliamente utilizadas, muchas de ellas comparten blancos con prácticas que se pueden implementar en todos los niveles de manejo de la plaga, incluyendo agencias gubernamentales y productores. También se presentaron aspectos innovadores para el control de *S. frugiperda*, que de forma incipiente han pasado del nivel laboratorio a pruebas de campo, remarcando la importancia de la investigación para apoyar iniciativas holísticas dirigidas a manejos integrales. Quizás en un mediano plazo, algunas de las estrategias señaladas se conviertan en opciones de primer nivel para el control del insecto por la versatilidad, efectividad y accesibilidad que ofrecen.

## Referencias

- Akbulut, M. (2022). Novel biopesticides based on Nanoencapsulation of Azadirachtin with whey protein to control fall armyworm. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 70(26), 7900-7910. <http://dx.doi.org/10.1021/acs.jafc.2c01558>
- Bai-Zhong, Z., Xu, S., Cong-Ai, Z., Liu-Yang, L., Ya-She, L., Xing, G. et al. (2020). Silencing of cytochrome P450 in *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) by RNA interference enhances susceptibility to chlorantraniliprole. *Journal of Insect Science*, 20(3), 1-7. <https://doi.org/10.1093/jisesa/ieaa047>
- Basu, P. y Bhattacharya, S. (2021). Nanotechnology and polymer science: a novel approach in vector control. Genetically Modified and other Innovative Vector Control. En K. Tyagi. (Eds.), *Technologies: Eco-bio-social Considerations for Safe Application* (pp. 347-358). Springer.
- Brioschi, D., Nadalini, L. D., Bengtson, M. H., Sogayar, M. C., Moura, D. S. y Silva-Filho, M. C. (2007). General up regulation of *Spodoptera frugiperda* trypsin and chymotrypsins allows its adaptation to soybean proteinase inhibitor. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, 37(12), 1283-1290. <https://doi.org/10.1016/j.ibmb.2007.07.016>
- Chae, H., Wen, Z., Hootman, T., Himes, J., Duan, Q., McMath, J. et al. (2022). eCry1Gb. 1Ig, A Novel Chimeric Cry Protein with High Efficacy against Multiple Fall Armyworm (*Spodoptera frugiperda*) Strains Resistant to Different GM Traits. *Toxins*, 14(12), 852. <https://doi.org/10.3390/toxins14120852>
- Chen, X., Qiu, L., Liu, Q. y He, Y. (2022). Preparation of an Environmentally Friendly Nano-Insecticide through Encapsulation in Polymeric Liposomes and Its Insecticidal Activities against the Fall Armyworm, *Spodoptera frugiperda*. *Insects*, 13(7), 625. <https://doi.org/10.3390/insects13070625>
- Cokola, M. C., Van-Den-Bussche, R., Noël, G., Kouanda, N., Sèye, F., Yarou, B. B. et al. (2023). Managing fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae): Experience from smallholder farmers in central and western Africa. *Food and Energy Security*, 491, 1-17. <https://doi.org/10.1002/fes3.491>
- Fallet, P., Bazagwira, D., Guenat, J. M., Bustos-Segura, C., Karangwa, P., Mukundwa, I. P. et al. (2022). Laboratory and field trials reveal the potential of a gel formulation of entomopathogenic nematodes for the biological control of fall armyworm caterpillars (*Spodoptera frugiperda*). *Biological Control*, 176, 105086. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2022.105086>
- Gebreziher, H. G. (2020). Review on management methods of fall armyworm (*Spodoptera frugiperda* JE Smith) in Sub-Saharan Africa. *International Journal Entomology Research*, 5(2), 9-14. <https://www.entomologyjournals.com/>

- Harrison, R. D., Thierfelder, C., Baudron, F., Chinwada, P., Midega, C., Schaffner, U. et al. (2019). Agro-ecological options for fall armyworm (*Spodoptera frugiperda* JE Smith) management: Providing low-cost, smallholder friendly solutions to an invasive pest. *Journal of Environmental Management*, 243, 318-330. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2019.05.011>
- Hemmati, S. A., Karam Kiani, N., Serrão, J. E. y Jitonnom, J. (2021). Inhibitory potential of a designed peptide inhibitor based on zymogen structure of trypsin from *Spodoptera frugiperda*: in silico insights. *International Journal of Peptide Research and Therapeutics*, 27, 1677-1687. <https://doi.org/10.1007/s10989-021-10200-4>
- Horikoshi, R. J., Vertuan, H., de Castro, A. A., Morrell, K., Griffith, C., Evans, A. et al. (2021). A new generation of Bt maize for control of fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*). *Pest Management Science*, 77(8), 3727-3736. <https://doi.org/10.1002/ps.6334>
- Huang, F. (2021). Resistance of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*, to transgenic *Bacillus thuringiensis* Cry1F corn in the Americas: lessons and implications for Bt corn IRM in China. *Insect Science*, 28(3), 574-589. <https://doi.org/10.1111/1744-7917.12826>
- Jagdish, M. y Koundal, K. R. (2020). Constitutive expression of protease inhibitor gene isolated from black gram (*Vigna mungo* L.) confers resistance to *Spodoptera litura* in transgenic tobacco plants. *Biology, Environmental Science*, 19, 94-101. <https://web.archive.org/web/20210812025452/http://nopr.niscair.res.in/bitstream/123456789/55655/1/IJBT%2019%282%29%2094-101.pdf>
- Kebede, M. y Fite, T. (2022). RNA interference (RNAi) applications to the management of fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae): Its current trends and future prospects. *Frontiers in Molecular Biosciences*, 9, 1-16. <https://doi.org/10.3389/fmolb.2022.944774>
- Lucena-Leandro, V. S., Abreu, E. F., Vidal, L. A., Torres, C. R., Junqueira, C. I., Dantas, J. et al. (2022). Current scenario of exogenously induced RNAi for Lepidopteran agricultural pest control: From dsRNA design to topical application. *International Journal of Molecular Sciences*, 23(24), 1-22. <https://doi.org/10.3390/ijms232415836>
- Machado, E. P., Rodrigues, G., Führ, F. M., Zago, S. L., Marques, L. H., Santos, A. C. et al. (2020). Cross-crop resistance of *Spodoptera frugiperda* selected on Bt maize to genetically-modified soybean expressing Cry1Ac and Cry1F proteins in Brazil. *Scientific Reports*, 10(1), 1-9. <https://doi.org/10.1038%2Fs41598-020-67339-1>
- Machado, S. W., de Oliveira, C. F., Zério, N. G., Parra, J. R. y Macedo, M. L. (2017). Inga laurina trypsin inhibitor (LTI) obstructs *Spodoptera frugiperda* trypsins expressed during adaptive mechanisms against plant protease inhibitors. *Archives of Insect Biochemistry and Physiology*, 95(4), e21393. <https://doi.org/10.1002/arch.21393>

- Manoramy, T., Shanthi, M., Murugan, M., Kokiladevi, E. y Mini, M. L. (2021). Acute feeding effects of *Erythrina variegata* proteinase inhibitor and *Momordica balsamina* proteinase inhibitor on the growth and development of *Spodoptera frugiperda*. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 9(1), 1473-1477. <http://dx.doi.org/10.22271/j.ento.2021.v9.i1u.8343>
- Monnerat, R., Martins, E., Macedo, C., Queiroz, P., Praca, L., Soares, C. M. et al. (2015). Evidence of field-evolved resistance of *Spodoptera frugiperda* to Bt corn expressing Cry1F in Brazil that is still sensitive to modified Bt toxins. *PLoS One*, 10(4), 1-12. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0119544>
- Narendrakumar, G. y Karthick-Raja, N. S. (2021). Surface-modified nanosilica–chitinase (SiNp-Chs)-doped nano enzyme conjugate and its synergistic pesticidal activity with plant extracts against armyworm *Spodoptera litura* (Fab.)(Lepidoptera: Noctuidae). *IET Nanobiotechnology*, 15(1), 117-134. <https://doi.org/10.1049%2Fnb2.12004>
- Niassy, S., Agbodzavu, M. K., Kimathi, E., Mutune, B., Abdel-Rahman, E. F., Salifu, D. et al. (2021). Bioecology of fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (JE Smith), its management and potential patterns of seasonal spread in Africa. *PloS One*, 16(6), 1-24. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0249042>
- Pandey, A., Yadav, R. y Sanyal, I. (2022). Evaluating the pesticidal impact of plant protease inhibitors: lethal weaponry in the co-evolutionary battle. *Pest Management Science*, 78(3), 855-868. <https://doi.org/10.1002/ps.6659>
- Rodríguez-Cabrera, L., Trujillo-Bacallao, D., Borrás-Hidalgo, O., Wright, D. J. y Ayra-Pardo, C. (2010). RNAi-mediated knockdown of a *Spodoptera frugiperda* trypsin-like serine-protease gene reduces susceptibility to a *Bacillus thuringiensis* Cry1Ca1 protoxin. *Environmental Microbiology*, 12(11), 2894-2903. <https://doi.org/10.1111/j.1462-2920.2010.02259.x>
- Ruiz-Sanchez, E., Caro-Heredia, J. A., Latournerie-Moreno, L., Ballina-Gomez, H. S. y Ruiz-Santiago, R. R. (2023). Evaluation of damage by *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) and characterization of the leaf morphological traits in landrace populations of maize (*Zea mays* L.). *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 26(2), 1-10. <http://doi.org/10.56369/tsaes.4550>
- Saakre, M., Kesiraju, K., Raman, K. V., Jaiswal, S., Tyagi, S., Tilgam, J. et al. (2023). Transgenic tobacco expressing a novel Bt gene, cry1AcF, show resistance against fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*). *Journal of Plant Biochemistry and Biotechnology*, 33, 85-91. <https://doi.org/10.1007/s13562-023-00849-x>
- Sikder, A., Pearce, A. K., Parkinson, S. J., Napier, R. y O'Reilly, R. K. (2021). Recent trends in advanced polymer materials in agriculture related applications. *ACS Applied Polymer Materials*, 3(3), 1203-1217. <https://doi.org/10.1021/acsapm.0c00982>

- Su, C., Liu, S., Sun, M., Yu, Q., Li, C., Graham, R. I. et al. (2023). Delivery of Methoprene-Tolerant dsRNA to Improve RNAi Efficiency by Modified Liposomes for Pest Control. *ACS Applied Materials & Interfaces*, 15(10), 13576-13588. <https://doi.org/10.1021/acsami.2c20151>
- Tambo, J. A., Kansiime, M. K., Mugambi, I., Rwomushana, I., Kenis, M., Day, R. K. et al. (2020). Understanding smallholders' responses to fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*) invasion: evidence from five African countries. *Science of the Total Environment*, 740, 1-11. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.140015>
- Yan, S., Ren, B., Zeng, B. y Shen, J. (2020). Improving RNAi efficiency for pest control in crop species. *BioTechniques*, 68(5), 283-290. <https://doi.org/10.2144/btn-2019-0171>
- Zhang, L., Sheng, C., Chen, C., Luo, J., Wu, Z. y Cao, H. (2023). Ecofriendly polysaccharide-based alginate/pluronic F127 semi-IPN hydrogel with magnetic collectability for precise release of pesticides and sustained pest control. *International Journal of Biological Macromolecules*, 251, 126175. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.126175>
- Zhao, M., Zhou, H., Hao, L., Chen, H. y Zhou, X. (2021). Natural rosin modified carboxymethyl cellulose delivery system with lowered toxicity for long-term pest control. *Carbohydrate Polymers*, 259, 117749. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2021.117749>
- Zhao, S., Yang, X., Liu, D., Sun, X., Li, G. y Wu, K. (2023). Performance of the domestic Bt corn event expressing pyramided Cry1Ab and Vip3Aa19 against the invasive *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) in China. *Pest Management Science*, 79(3), 1018-1029. <https://doi.org/10.1002/ps.7273>
- Zhu, F., Zhang, H., Chen, C., Long, Y., Liao, G., Chen, M. et al. (2023). Controlled-release alginate-bentonite polymer gel granules of emamectin benzoate and control efficacy against *Spodoptera frugiperda*. *Pest Management Science*, 79(1), 324-335. <https://doi.org/10.1002/ps.7202>



Consulta otros títulos dentro del catálogo de Libros UAT del Consejo de Publicaciones en el siguiente enlace:



<https://libros.uat.edu.mx>

 <https://publicaciones.uat.edu.mx>

---

#### **Equipo editorial**

Coordinación: Venancio Vanoye Eligio

Gestión y administración: Jessica Abigail Rodríguez Tinajero, María Teresa Maldonado Sada

Revisión y corrección de estilo: José Luis Énder Velarde García, Jorge Alberto Vázquez Herrera

Diseño y maquetación: Erika González Navarro, Wendy Castillo Cruz, Lorena E. Cortez Rodríguez

*Estrategias para el control del gusano cogollero Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith)  
de Elsa Verónica Herrera Mayorga, Francisco Alejandro Paredes Sánchez y  
Nohemí Niño García, coordinadores, publicado por la Universidad Autónoma  
de Tamaulipas y Editorial Fontamara en noviembre de 2025. La revisión y diseño  
editorial correspondieron al Consejo de Publicaciones UAT.

*Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith), comúnmente nombrado como "gusano cogollero", es una plaga polífaga, migratoria y destructiva de diferentes cultivos; posee una alta capacidad de dispersión, adaptación y preferencia por una gran variedad de plantas hospederas, lo cual ha llevado a considerarla como una plaga de importancia económica mundial en diversos cultivos.

Este libro busca ampliar el conocimiento sobre *S. frugiperda*, en específico, la biología de este insecto-plaga y las estrategias para su control, como las de control biológico mediante el uso de virus, bacterias, hongos, nematodos, ácaros, parasitoides, depredadores y extractos de plantas, además de las estrategias de control químico, con el descubrimiento de nuevas moléculas, el uso racional de las moléculas tradicionales, el control etológico y otras estrategias en desarrollo.

ISBN UAT :978-607-8888-95-5

ISBN Fontamara: 978-968-9729-11-2

ISBN: 978-968-9729-11-2

