

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA



Fluctuación de la Diversidad de Artrópodos Durante el Ciclo de Producción del Cultivo de Algodón Genéticamente Modificado en Ojinaga, Chihuahua, México.

Por

**MAYRA ISELA ROMERO RAMÍREZ**

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

**INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO**

Saltillo, Coahuila, México

Noviembre del 2021

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

Fluctuación de la Diversidad de Especies Artrópodos Durante el Ciclo de Producción del Cultivo de Algodón Genéticamente Modificado en Ojinaga, Chihuahua, México.

Por:

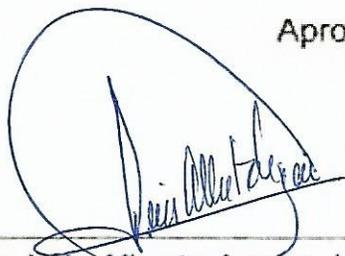
**MAYRA ISELA ROMERO RAMÍREZ**

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

**INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO**

Aprobada por el Comité de Asesoría:



Dr. Luis Alberto Aguirre Uribe  
Asesor Principal Interno



Dra. Miriam Sanchez Vega  
Asesor Principal Externo



Dr. Alonso Méndez López  
Coasesor



M.C. Ramón Méndez López  
Coasesor



Dr. José Antonio González Fuentes  
Coordinador de la División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México

Noviembre del 2021



## Declaración de no plagio

El autor quien es el responsable directo, jura bajo protesta de decir verdad que no se incurrió en plagio o conducta académica incorrecta en los siguientes aspectos:

Reproducción de fragmentos o textos sin citar la fuente o autor original (corta y pega); reproducir un texto propio publicado anteriormente sin hacer referencia al documento original (auto plagio); comprar, robar o pedir prestados los datos o la tesis para presentarla como propia; omitir referencias bibliográficas o citar textualmente sin usar comillas; utilizar ideas o razonamientos de un autor sin citarlo; utilizar material digital como imágenes, videos, ilustraciones, graficas, mapas o datos sin citar al autor original y/o fuente, así mismo tengo conocimiento de que cualquier uso distinto de estos materiales como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por las autoridades correspondientes.

Por lo anterior me responsabilizo de las consecuencias de cualquier tipo de plagio en caso de existir y declaro que este trabajo es original.

Pasante



---

Mayra Isela Romero Ramírez

## AGRADECIMIENTOS

**Gracias a Dios** por permitirme disfrutar del don de la vida, por permitirme haber concluido mis estudios, por darme salud y sabiduría durante mi formación académica.

**A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro**, no me cansaré de agradecer a mi universidad por haberme permitido ser parte de esta gran casa de estudios. Por compartir dificultades, retos, grandes momentos y alegrías inolvidables. He llegado al final de esta importante etapa. Tú que nos abriste las puertas a un gran porvenir, lleno de ilusiones y nuevos sueños por alcanzar, te mereces todo mi agradecimiento. Gracias por permitirme ser parte de ti mi *Alma Mater*.

**Dr. Luis Alberto Aguirre Uribe**, por su colaboración en las revisiones necesarias y aportar de sus conocimientos para que este proyecto culminara.

**A la Dra. Miriam Sánchez Vega**, por haberme brindado la oportunidad de trabajar en esta investigación, por su amistad incondicional, apoyo y disponibilidad de su tiempo para concluir este trabajo. Gracias por la paciencia, orientación y guiarme en el desarrollo de esta investigación.

**Al Dr. Alonso Méndez López**, por ser partícipe de esta investigación, brindarme su apoyo y amistad incondicional y parte de su tiempo para colaborar en este trabajo.

**Al M.C. Ramón Méndez López**, por su apoyo para ejecutar esta investigación en campo y apoyo en la realización de las colectas de los insectos.

**Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT)**, en especial al Programa Nacional de Investigadoras e Investigadores por México, anteriormente Cátedras CONACYT, ya que el desarrollo de esta investigación se deriva del Proyecto 1043: "Monitoreo de insectos resistentes a las toxinas Cry de Bt", del cual la Dra. Miriam Sánchez Vega, es responsable.

## **DEDICATORIA**

### **A mis padres**

#### **Martín Romero Cosío y Romana Josefa Ramírez López**

Les dedico este trabajo, porque con este finalizó una meta más en la vida. Gracias por ser los principales promotores de mis sueños, gracias por cada día confiar y creer en mí y en mis expectativas, por siempre desear y anhelar lo mejor para mí, gracias por cada consejo y por cada una de sus palabras que me guiaron durante mi vida. No es el agradecimiento más grande que les pueda dar, pero es una manera de mostrarles de que muchas de las cosas que hoy puedo hacer, se las debo gracias a sus grandes esfuerzos. Los amo y les estaré eternamente agradecida.

### **A mis hermanos**

#### **José Luis y Dulce Abril**

Que siempre me brindaron su amor, apoyo, comprensión y motivación para poder salir adelante.

### **A mi pequeña hija**

#### **Ameyalli**

Posiblemente en este momento no entiendas mis palabras, pero para cuando seas capaz, quiero que te des cuenta de lo importante que eres para mí. Eres la razón y el motor para que me levante cada día a esforzarme, por el presente y el mañana, eres mi principal motivación. Te amo hija.

### **A mis tíos**

Aunque no estuvieron presentes en mi formación académica, nunca dejaron de apoyarme para que ésta meta se cumpliera.

### **A mis amigas**

#### **Ameyalli, Jesica y Maday**

Por todo el apoyo que me brindaron día a día y risas compartidas durante el transcurso de cada año de mi carrera universitaria. Muchas gracias, ¡Las quiero!

## ÍNDICE DE CONTENIDO

<b>AGRADECIMIENTOS</b> .....	<b>IV</b>
<b>DEDICATORIA</b> .....	<b>V</b>
<b>ÍNDICE DE CONTENIDO</b> .....	<b>VI</b>
<b>ÍNDICE DE CUADROS</b> .....	<b>VIII</b>
<b>INDICE DE FIGURAS</b> .....	<b>IX</b>
<b>RESUMEN</b> .....	<b>X</b>
<b>I. INTRODUCCIÓN</b> .....	<b>1</b>
<b>1.1. Objetivos</b> .....	<b>3</b>
1.1.1. Objetivo general .....	3
1.1.2. Objetivos específicos.....	3
<b>1.2. Hipótesis</b> .....	<b>3</b>
<b>II. REVISIÓN DE LITERATURA</b> .....	<b>4</b>
<b>2.1. Generalidades del algodón</b> .....	<b>4</b>
<b>2.2. Importancia del cultivo del algodón</b> .....	<b>5</b>
<b>2.3. Algodón genéticamente modificado en México</b> .....	<b>6</b>
2.3.1. Características de las regiones productoras de algodón en el Estado de Chihuahua, México .....	7
2.3.2. Plagas y manejo del algodonero en México.....	8
<b>2.4. Generalidades de <i>Bacillus thuringiensis</i> (Bt)</b> .....	<b>11</b>
2.4.1. Cristales paraesporales de <i>B. thuringiensis</i> .....	12
2.4.2. Modo de acción de las toxinas Cry .....	12
<b>2.5. Diversidad de especies en los agrosistemas GM</b> .....	<b>13</b>
2.5.1. Importancia del estudio de la diversidad de especies .....	15
2.5.2. Importancia de la diversidad en cultivos GM.....	16
<b>III. MATERIALES Y MÉTODOS</b> .....	<b>18</b>
<b>3.1. Ubicación del área de colecta de insectos</b> .....	<b>18</b>
<b>3.2. Colecta de muestras</b> .....	<b>18</b>
<b>3.3. Identificación taxonómica</b> .....	<b>19</b>
<b>3.4. Material vegetal</b> .....	<b>20</b>
<b>3.5. Toma de datos y análisis de diversidad y fluctuación</b> .....	<b>21</b>
<b>IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b> .....	<b>22</b>
<b>4.1. Análisis de la diversidad</b> .....	<b>22</b>
4.1.1. Composición de la entomofauna asociada al cultivo de algodón .....	22
4.1.2. Riqueza de especies a nivel familia y la importancia de sus funciones tróficas. ....	24

4.2. Fluctuación de los individuos a nivel orden .....	32
4.3. Efecto sobre plagas blanco y no blanco de la tecnología Bt .....	39
V. <i>CONCLUSIONES</i> .....	41
VI. <i>LITERATURA CITADA</i> .....	42

## ÍNDICE DE CUADROS

<b>Cuadro 1.</b> Principales estados productores de algodón en México. ....	6
<b>Cuadro 2.</b> Asociación entre los principales tipos de cristales de <i>Bacillus thuringiensis</i> , proteínas Cry y su espectro de actividad insecticida. ....	12
<b>Cuadro 3.</b> Composición de la entomofauna asociada al cultivo de algodón Bt, en la región productora de Ojinaga, Chihuahua, México, 2018. ....	22
<b>Cuadro 4.</b> Riqueza específica de la composición de los artrópodos en Ojinaga, Chihuahua, México, 2018. ....	24
<b>Cuadro 5.</b> Hábitos alimenticios de insectos capturados en el cultivo de algodón Bt, en la región productora de Ojinaga, Chihuahua, México, 2018. ....	28
<b>Cuadro 6.</b> Hábito funcional de insectos a nivel Familia capturados en el cultivo de algodón Bt, en la región productora de Ojinaga, Chihuahua, México, 2018. ....	29

## INDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Principales regiones algodoneras en el Estado de Chihuahua, México.....	7
<b>Figura 2.</b> Localización de los lotes de producción en la colonia Nueva Holanda, Ojinaga, Chihuahua, México. ....	18
<b>Figura 3.</b> Porcentaje de la abundancia de insectos por Orden en el cultivo de algodón en Ojinaga, Chihuahua, México, 2018. ....	23
<b>Figura 4.</b> Número de especies que presentaron comportamiento diferente en sus hábitos alimenticios, en el cultivo de algodón en Ojinaga, Chihuahua, México, 2018.....	31
<b>Figura 5.</b> Fluctuación del número de individuos por Familia colectados del Orden Hemiptera en el cultivo de algodón en Ojinaga, Chihuahua, México, 2018. ....	32
<b>Figura 6.</b> Fluctuación del número de individuos por Familia colectados del Orden Coleoptera en el cultivo de algodón en Ojinaga, Chihuahua, México, 2018. ....	34
<b>Figura 7.</b> Fluctuación del número de individuos por Familia colectados del Orden Diptera en el cultivo de algodón en Ojinaga, Chihuahua, México, 2018. ....	35
<b>Figura 8.</b> Fluctuación del número de individuos por Familia colectados del Orden Hymenoptera en el cultivo de algodón en Ojinaga, Chihuahua, México, 2018. ....	36
<b>Figura 9.</b> Fluctuación del número de individuos para la Familia Noctuide (Orden: Lepidoptera) en el cultivo de algodón en Ojinaga, Chihuahua, México, 2018. ....	38
<b>Figura 10.</b> Porcentaje de individuos de importancia en el cultivo de algodón en Ojinaga, Chihuahua, México, 2018. ....	39

## RESUMEN

Los cultivos genéticamente modificados (GM) son el resultado de un proceso de mejoramiento genético a través del cual se introducen rasgos o características como resistencia a ciertos insectos y tolerancia a herbicida en cultivos comerciales como el algodón (*Gossypium hirsutum* L.). El algodón Bt comercial presenta en su estructura genética, genes de la bacteria (*Bacillus thuringiensis*) como fuente de toxina insecticida, esta cepa presenta diferentes efectos en su actividad hacia insectos plagas y constituye una reserva de genes que codifican para proteínas insecticidas.

En ese contexto, este trabajo se llevó a cabo con el objetivo de evaluar la fluctuación de la diversidad de artrópodos a nivel Familia durante el ciclo de producción P-V 2018 del algodón genéticamente modificado en la región productora de Ojinaga, Chihuahua, México.

Se realizaron colectas en dos lotes de 40 ha cada uno, en la Colonia Nueva Holanda de una comunidad menonita.

Se colectaron un total de 1,346 especímenes, los cuáles se agrupan en ocho órdenes y estos en 60 familias. Los órdenes con mayor número de especies fueron: Coleoptera (36.2%), Hemiptera (22.9%), Diptera (17.1%) e Hymenoptera (15.2%). El resto de los órdenes en conjunto no sobrepasaron el 15% de la riqueza específica. Los órdenes que presentaron mayor abundancia de individuos colectados fueron Hemiptera con 39.2%, Coleoptera 30.3% y Diptera 13.9%, encontrándose 756 depredadores, 528 fitófagos, 30 parasitoides, 10 polinizadores y 25 que no pudieron ser identificados. Las familias Anthocoridae (Hemiptera), Anthicidae (Coleoptera) y Coccinellidae (Coleoptera) destacaron por presentar mayor abundancia en número de individuos de insectos en todo el estudio. La fluctuación poblacional de insectos es más activa y diversa en la etapa vegetativa y la floración, por lo que, es la etapa en la que sugiere reforzar el manejo fitosanitario del cultivo a fin de evitar daños por insectos fitófagos de importancia económica en la producción final del cultivo.

**Palabras clave:** insectos, fluctuación, diversidad, abundancia, riqueza.

## I. INTRODUCCIÓN

Los grandes avances acontecidos durante las últimas décadas en el campo de la biología molecular de plantas, han abierto una vía de enorme interés para mejorar la resistencia a plagas en varios cultivos (Boulter, 1993; Estruch *et al.*, 1997). Las primeras realizaciones derivadas de esta estrategia, que ya han sido comercializadas, son las plantas denominadas genéricamente conocidas como “plantas Bt”, porque incorporan a su material genético distintos genes que codifican las  $\delta$ -endotoxinas que produce la bacteria del suelo *Bacillus thuringiensis* (García-Olmedo, 1998).

Los cultivos genéticamente modificados (GM) son el resultado de un proceso de mejoramiento genético a través del cual se introducen rasgos o características como resistencia a ciertos insectos y tolerancia a herbicida en cultivos comerciales como el algodón (*Gossypium hirsutum* L.) (Gatehouse, 2008). El algodón Bt comercial presenta en su estructura genética, genes de la bacteria *B. thuringiensis* como fuente de toxina insecticida, esta cepa presenta diferentes efectos en su actividad hacia insectos plagas y constituye una reserva de genes que codifican para proteínas insecticidas (Silva, 2005).

Esta tecnología es considerada como un instrumento alternativo para modificar y mejorar los cultivos, especialmente en algodón donde las pérdidas por insectos y malezas son altamente significativas. La implementación de los cultivos (GM) ha traído consigo numerosos beneficios al avance de la agricultura; sin embargo, el desarrollo y comercialización de estos ha sido objeto de un gran debate y de posiciones encontradas (Conner *et al.*, 2003).

Una de las principales preocupaciones es la posible pérdida o reducción de la diversidad de especies asociadas a estos cultivos especialmente por el impacto ecológico que pudieran causar éstas plantas, la preocupación se centra

especialmente en la hibridación de los cultivos GM ya que estas pueden invadir a otras especies a través de ciclos repetitivos de hibridación causando su contaminación genética (Singh *et al.*, 2006). Otro riesgo ecológico importante de la liberación de los cultivos transgénicos es el posible efecto negativo que puedan tener sobre los organismos que no son plaga y por el contrario generan beneficios para el cultivo y la agricultura como los polinizadores o agentes de control biológico, por lo que se hace necesario e importante plantear algunas alternativas para minimizar el riesgo de cultivos Bt sobre insectos no blanco (Singh *et al.*, 2006).

En estudios de diversidad entomofaunística, dada la complejidad taxonómica, una especie es aquella que morfológicamente es diferente al resto, o bien, se utilizan morfo especies (Majka & Bondrup, 2006) para una identificación taxonómica aceptable. La diversidad entomológica en los ecosistemas y/o agroecosistemas, puede ser distinta por el componente latitudinal y sus consecuencias ambientales (Wason y Pennings, 2008) así como la interacción ambiental (Whitehouse *et al.*, 2014), entre otras. Las diferencias en la determinación de la diversidad entomofaunística, puede explicarse por las características que tienen los diferentes ecosistemas (Park *et al.*, 2013).

Los cultivos GM se consideran una tecnología útil, que ha sido ampliamente adoptada en algunas regiones por su capacidad para reducir daños a las plantas causadas por el ataque de insectos plaga (Soberón & Bravo, 2008); y a pesar de que hay estudios relacionados con el muestreo de la entomofauna en este tipo de cultivos y los efectos que puede llegar a ocasionar en la diversidad de insectos benéficos (Hernández, 2012), es necesario mantener, el constante estudio sobre las poblaciones no blanco de los insectos que asociados al cultivo de algodón Bt, por lo que el objetivo de esta investigación fue realizar muestreos de la fluctuación poblacional de la entomofauna de poblaciones no blanco en una de las zonas de mayor importancia en la producción de este cultivo en México, como es en la Colonia Nueva Holanda, Ojinaga, Chihuahua.

## **1.1. Objetivos**

### **1.1.1. Objetivo general**

Analizar la fluctuación de la diversidad de artrópodos no blanco a nivel Familia durante el ciclo de producción P-V 2018 del algodón Genéticamente Modificado en la región productora de Ojinaga, Chihuahua, México.

### **1.1.2. Objetivos específicos**

- Identificar las principales familias y géneros de artrópodos en algodón Bt durante el ciclo de producción del cultivo, en Ojinaga, Chihuahua, México.
- Evaluar la composición y los parámetros de diversidad de especies (riqueza, abundancia y funciones tróficas) en el cultivo de algodón Bt en la región norte de Chihuahua.
- Analizar el comportamiento en campo de las principales familias de artrópodos que oscilan durante el desarrollo del cultivo de algodón Bt.

## **1.2. Hipótesis**

Existe efecto de la tecnología Bt, presente en el algodón GM sobre la presencia, el comportamiento y la fluctuación de los artrópodos en las etapas fenológicas durante un ciclo de producción del cultivo.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. Generalidades del algodón

El algodón es considerado el producto agrícola no alimentario de mayor importancia en el mundo y es uno de los cultivos más antiguos en la historia de la humanidad (Financiera Rural, 2011).

La planta de algodón tiene un tallo erecto con ramificación regular, sus hojas son pecioladas de un color verde intenso, grandes y con los márgenes lobulados, están provistas de brácteas. Las flores son dialipétalas, grandes, solitarias y pénduladas. La corola está formada por un haz de estambres que rodean el pistilo (monoandelfos). Se trata de una planta autógama. Aunque algunas flores abren antes de la fecundación, produciéndose semillas híbridas. El fruto es una cápsula en forma ovoide con tres a cinco carpelos, que tienen de seis a diez semillas cada uno, es de color verde durante su desarrollo y oscuro en el proceso de maduración. Las células epidérmicas de las semillas constituyen la fibra llamada algodón (CONABIO, 2008).

El algodón pertenece a la Familia Malvaceae del género *Gossypium*, en estado salvaje, la planta de algodón llega a medir hasta 10 metros de alto, aunque ha sido domesticada para medir entre uno a dos metros de altura bajo el cultivo comercial a fin de facilitar la recolección. Las fibras de algodón de la especie *G. hirsutum* (algodón americano) tienen de dos a tres centímetros aproximadamente de longitud, mientras que el algodón *Gossypium barbadense* (algodón egipcio) produce fibras largas de la grapa hasta la longitud de cinco centímetros (SAGARPA-SENASICA, 2013).

## **2.2. Importancia del cultivo del algodón**

El algodón es cultivado principalmente por su fibra y semillas. La fibra (de hilo o filamentos) se utiliza en la producción de textiles (hilos, telas), los linters (filamentos más cortos o borra) se procesan para obtener fibras y productos de celulosa, cuerdas gruesas, material de relleno y fabricación de papel. De la semilla se extrae aceite para uso comestible y se utiliza en el aprovechamiento de la torta de algodón como forraje. Por su parte, la cáscara de la semilla tiene diferentes usos, como forraje crudo, cama para el ganado, abono y combustible (SAGARPA-FAO, 2014).

El aprovechamiento comercial del algodón en México se dirige a la fibra, la cual se destina principalmente a la industria textil, y en menor escala a la semilla y pasta empleadas en la industria extractora de aceites para consumo humano y como alimento para ganado (SHCP-FND, 2014).

El algodón transgénico que se produce en el mundo posee nuevas características, enfocadas a la generación de tecnologías de genes apilados (Bt con espectro más amplio para controlar lepidópteros, combinado con la tolerancia a herbicidas). La cuarta generación de algodones, como los conocidos como Bollgard combate a nematodos, resultado de un tratamiento especial a la semilla (SAGARPA-FAO, 2014).

Los principales países productores en el 2019-2020 que ocupan un 78.5% del total de la producción de algodón GM, son India (23.1%), China (22.1%), Estados Unidos (17.5%), Brasil (9.5%) y Paquistán (6.4 %) (USDA, 2019).

Los tres principales estados productores de algodón en México, que en conjunto aportaron 94.42% de la producción nacional en el 2018, fueron: Chihuahua con 70.88%, Baja California 15.88% y Coahuila 8.16%. El resto (Sonora, Durango y Tamaulipas) contribuyo con 5.08% (Cuadro 1) (SIAP, 2018).

**Cuadro 1.** Principales estados productores de algodón en México.

Entidad	Superficie (ha)		Producción
	Sembrada	Cosechada	
Baja California	28 476.49	28 458.49	179 832.57
Coahuila	18 993.28	18 993.28	92 423.16
Chihuahua	166 288.07	166 288.07	802 753.78
Durango	2 951.60	2 951.60	13 960.96
Sonora	9 001.96	8 871.96	36 496.90
Tamaulipas	6 125.33	5 838.33	7 131.29
<b>Total</b>	<b>231 836.73</b>	<b>231 401.73</b>	<b>1 132 598.66</b>

Fuente (SIAP, 2018).

### 2.3. Algodón genéticamente modificado en México

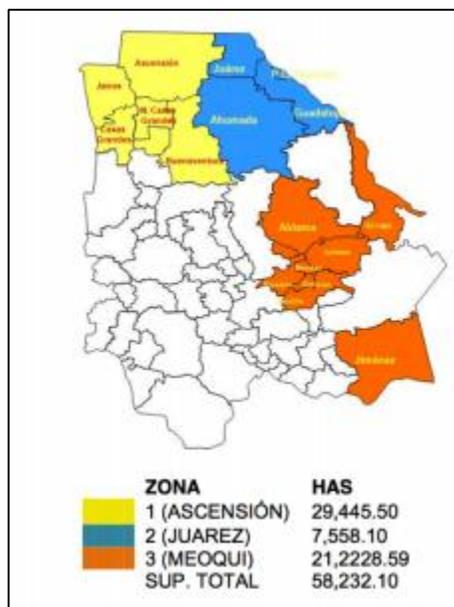
La ingeniería genética permite el acceso y manipulación directa de los genes rompiendo las barreras impuestas por la divergencia genética. Esta tecnología permite no solo inducir en una planta genes procedentes de otras especies vegetales sino también de animales y microorganismos. De esta manera se obtienen plantas transgénicas, es decir, portadoras de un gen ajeno o exógeno que se denomina transgen. Surge el término de transgénicos u organismos genéticamente modificados (OGM), que son seres vivos a los cuales se incorpora uno o más genes de otras especies, a fin de conferirles determinadas características nuevas (Sánchez, 2008).

La biotecnología es la última herramienta usada por los investigadores y en particular por los agricultores para mejorar la productividad de sus cosechas, mediante esta tecnología se han podido desarrollar variedades de algodón como son la Bollgard, que produce una toxina que hace que la planta sea resistente a larvas que se alimentan de la capsula. El algodón GM se ha sembrado en México desde 1996 (Sánchez, 2008).

### 2.3.1. Características de las regiones productoras de algodón en el Estado de Chihuahua, México

Después de 1925, el gobierno mexicano también invirtió en la zona de Guadalupe en Chihuahua, donde se cultivaron 1,500 ha de algodonerero, dándose inicio al desarrollo del cultivo en el estado que hoy en día es el principal productor nacional (Aboites-Aguilar, 2013).

Durante los últimos años, numerosos asentamientos menonitas han contribuido a la expansión del cultivo en el estado, convirtiéndolo en el principal productor a nivel nacional. Dada la amplia superficie sembrada y los diferentes grupos que se dedican a la siembra del algodonerero, el estado está dividido en tres regiones principales: la zona de Ascensión al norte del estado, la zona de Juárez en el centro y la región Meoqui en el sur (Figura 1; Aboites-Aguilar 2013).



**Figura 1.** Principales regiones algodonereras en el Estado de Chihuahua, México.

### 2.3.2. Plagas y manejo del algodón en México

El genotipo Bollgard III, que incluye las 2 proteínas Cry ya presentes en los materiales transgénicos (Cry1Ac y Cry2Ab) y una tercera proteína, la Vip3A, ha sido desarrollado para disminuir la probabilidad de resistencia que los lepidópteros pueden desarrollar, especialmente la resistencia de *Helicoverpa* spp. a las proteínas Bt (Burbano-Figueroa *et al.*, 2018).

El cultivo del algodón es una de las actividades agrícolas más importantes para el desarrollo y abastecimiento de materia prima a la industria textil mexicana y las plagas constituyen uno de los principales factores limitantes de la productividad del algodón, a través de su efecto negativo sobre los rendimientos y calidad de la fibra y semilla, por lo que se establece el control de plagas del algodón con la NORMA OFICIAL MEXICANA NOM-026-FITO-1995 (DOF, 2014).

Tiene por objeto establecer las regulaciones de carácter obligatorio que se deben cumplir para prevenir la dispersión y controlar las poblaciones de las plagas: gusano rosado (*Pectinophora gossypiella* Saunders) y picudo del algodón (*Anthonomus grandis* Boheman) que afectan al cultivo del algodón, okra y kenaf; así como, las medidas fitosanitarias para evitar la dispersión de estas plagas a zonas libres.

- De las plagas a combatir: El gusano rosado (*Pectinophora gossypiella* Saunders) y el picudo (*Anthonomus grandis* Boheman) que afectan al cultivo del algodón, la okra y kenaf.
- Las técnicas, estrategias o métodos que se deben utilizar para combatir y prevenir la dispersión de las poblaciones de gusano rosado y picudo del algodón bajo un sistema de manejo integrado de plagas, son las siguientes:

- En zonas libres el trampeo es responsabilidad de los productores en coordinación con el Organismo Auxiliar de Sanidad Vegetal que corresponda.
- El muestreo es responsabilidad de los productores y deberá realizarse por un Profesional Fitosanitario Autorizado por la Secretaría en coordinación con el Organismo Auxiliar de Sanidad Vegetal que corresponda y se llevará a cabo únicamente en zonas bajo control fitosanitario.
- Del control cultural usar semilla certificada o semilla cuyo Certificado Fitosanitario de Tratamiento indique que fue sometida a tratamiento térmico con calor húmedo o seco, a una temperatura de 65.6°C durante 30 segundos contados a partir de que se alcanza dicha temperatura.
- El control químico de las plagas, es responsabilidad del productor, el cual deberá ser asesorado por un Profesional Fitosanitario Autorizado. Deben usarse exclusivamente los plaguicidas autorizados por la autoridad competente. Las medidas de control químico se realizarán de acuerdo a la densidad de población de las plagas y los daños ocasionados por las mismas, de acuerdo a los umbrales de acción, correspondientes a los sistemas de muestreo y trampeo.

El cultivo del algodón se ve afectado por un gran número de plagas, entre ellas tenemos: *Bemisia tabaci*, *Aphis gossypii*, *Spodoptera frugiperda*, *Alabama argillacea*, *Anthonomus vestitus* y *Anthonomus grandis*, *Heliothis* sp., *Dysdercus peruvianus*, *Bucculatrix thurberiella* y *Pectinophora gossypiella*. Una de las plagas que afectan con frecuencia al algodonnero es *B. tabaci*, pues los adultos y ninfas ocasionan daño al alimentarse y son capaces de transmitir virus. Por otro lado, la incidencia de *A. gossypii* ocasiona deformación de las hojas. Mientras que, *A. vestitus* y *A. grandis* perfora los botones para alimentarse. El acocopamiento de las fibras es causado por *Dysdercus peruvianus*, el cual se alimenta del aceite de las semillas. Por lo contrario, *H. virescens* es capaz de penetrar el fruto, comiendo en su interior hasta su destrucción total. Las plagas defoliadoras *Alabama argillacea* y *Bucculatrix thurberiella*

ocasiona daño al consumir el parénquima de las hojas, dejando perforaciones irregulares. Solo cuando el ataque es muy severo, *A. argillacea* deja las nervaduras de las hojas (Veramendi & Lam, 2011).

Existe además un complejo de otros insectos como; *Agrotis* sp, *Jacobiasca* sp, *Phenacoccus gossypii*, *Pseudococcus neomaritimus* y *Saissetia* sp. que en ocasiones se pueden convertir en serios problemas para el algodón. El picudo del algodón fue un serio problema en Chihuahua, sur de Sonora y Tamaulipas, y el gusano rosado en Baja California, norte de Sonora, Chihuahua, y Región Lagunera, por otro lado, el gusano bellotero ha afectado en Chihuahua, Tamaulipas, Sonora norte y sur; el gusano tabacalero en Sinaloa y Sonora principalmente y el complejo de insectos chupadores está prácticamente en todas las zonas productoras de algodón en México (Martínez, 2004).

Orden Lepidoptera. Familia Noctuidae. El complejo de las orugas del capullo o capulleras, está formado por dos especies: *Helicoverpa gelotopoeon* que suele ser la más frecuente y *H. virescens*. Son especies polífagas. En el algodón su presencia es cíclica. En algunos períodos se limita a ciertas áreas con poblaciones reducidas debido a que no tiene mucha posibilidad de establecerse en otros cultivos, mientras que, en otros, la infestación se extiende por toda el área algodонера y en ese caso adquiere niveles preocupantes. Son especies que pueden presentarse tanto en la etapa temprana como intermedia (Arias & Simonella, 2000).

La mayoría de los casos previos de resistencia de insectos desarrollada en el campo a cultivos Bt involucran plantas que producen solo una toxina (Tabashnik & Carriere, 2009). La evolución de la resistencia en las poblaciones de campo es a una proteína, en un cultivo Bt de doble toxina. Es importante señalar que a las frecuencias actuales de resistencia a Cry2Ab, no se observan fallas de campo (es decir, incapacidad total para controlar un brote de plaga) (Downes *et al.*, 2010).

Los materiales transgénicos de algodón, si se utilizan apropiadamente pueden ayudar a reducir problemas con plagas importantes como gusano rosado, el complejo bellotero/tabacalero y maleza. Sin embargo es importante considerar que los insectos chupadores y picudo del algodón, continúan siendo plagas de gran importancia para este cultivo y que el monitoreo de resistencia en las plagas sobre las cuales está ejerciendo control esta tecnología debe de ser realizado en cada ciclo de cultivo para detectar cualquier cambio en la respuesta de estos insectos a los materiales transgénicos (Martínez, 2004).

Considerando que el algodón *Bt* se comercializa a nivel mundial como resistente a insectos; su uso como bioinsecticida debe ser más estudiado pues su efecto dependiendo de la zona geográfica, es afectado por las condiciones medio ambientales en su expresión de la toxina, generando un efecto subletal y la posible resistencia (González, 2012).

#### **2.4. Generalidades de *Bacillus thuringiensis* (Bt)**

La bacteria *Bacillus thuringiensis* es una bacteria Gram-positiva, aerobia estricta, que durante su ciclo de vida presenta dos fases principales: crecimiento vegetativo, donde las bacterias se duplican por bipartición, y esporulación, un programa de diferenciación de bacteria a espora. Bt es considerada una bacteria ubicua, ya que se ha aislado de todas partes del mundo y de muy diversos sistemas, como suelo, agua, hojas de plantas, insectos muertos e incluso telarañas. A esta bacteria se le caracteriza por producir un cuerpo paraesporal conocido como cristal durante su fase de esporulación, el cual es de naturaleza proteínica y tiene propiedades insecticidas. El cristal proteínico está constituido por proteínas denominadas  $\delta$ -endotoxinas también conocidas como proteínas Cry ó Cyt, éstas proteínas se han encontrado activas contra insectos lepidópteros (mariposas), coleópteros (escarabajos), dípteros (mosquitos), himenópteros (hormigas), ácaros y también contra otros invertebrados como nematodos, gusanos planos y protozoarios (Soberón & Bravo, 2008).

### 2.4.1. Cristales paraesporales de *B. thuringiensis*

Desde el instante en el que ocurre el englobamiento de la pre-espora hasta su maduración, en simultaneidad con la formación de la espora, tiene lugar en *B. thuringiensis* la síntesis de uno o varios cristales parasporales, que pueden representar hasta un 30% del peso seco del esporangio (Bulla *et al.*, 1980). Estos cristales pueden presentar distintas morfologías y pueden clasificarse en bipiramidales, cúbicos, cuadrados aplanados, esféricos y otras formas atípicas menos frecuentes (Khetan, 2001). Se logró en muchos casos establecer asociaciones entre la morfología del cristal, sus proteínas Cry constituyentes, el peso molecular de éstas y su espectro de actividad insecticida (Cuadro 2; López e Ibarra, 1996).

**Cuadro 2.** Asociación entre los principales tipos de cristales de *Bacillus thuringiensis*, proteínas Cry y su espectro de actividad insecticida.

Tipo de cristal	Grupo	Peso molecular (kDa)	Toxicidad
Bipiramidal	Cry1	130.0	Lepidópteros
Cúbico	Cry2	65.0	Lepidópteros y dípteros
Cuadrado aplanado	Cry3	72.0	Coleópteros
Esférico	Cry4A, Cry4B, Cry10 y Cry11	135.0, 128.0, 78.0, 72.0	Dípteros

Fuente: Adaptado de Sauka, 2008, <https://www.redalyc.org/pdf/2130/213016787013.pdf>

### 2.4.2. Modo de acción de las toxinas Cry

Los síntomas que se observan a partir de que las larvas de insectos susceptibles ingieren los cristales y esporas de Bt son: cese de la ingesta, parálisis del intestino, diarrea, parálisis total y finalmente la muerte. De manera general se acepta que las toxinas Cry son toxinas formadoras de poro que ejercen su actividad tóxica al provocar un desequilibrio osmótico en las células epiteliales donde se insertan en la membrana. Las proteínas Cry son producidas como protoxinas que requieren ser procesadas proteolíticamente por proteasas presentes en el intestino de insectos susceptibles.

Este procesamiento proteolítico libera fragmentos tóxicos de 55 a 65 kDa que interaccionan con proteínas receptoras presentes en la microvellosidad de las células intestinales de los insectos blanco. Posteriormente, las toxinas se insertan en la membrana formando un poro lítico (Soberón & Bravo, 2008).

## **2.5. Diversidad de especies en los agrosistemas GM**

Un agroecosistema es un ecosistema alterado por el hombre para el desarrollo de una explotación agropecuaria. Está compuesto por elementos abióticos y bióticos que interactúan entre sí. Los elementos o factores bióticos son aquellos organismos vivos que se encuentran en plena interacción como los animales, las plantas y microorganismos, dichas interacciones también forman parte de este concepto y son objeto de estudio de la ecología. Uno de los parámetros más importantes a tener en cuenta es el lugar en el que se producen, ya que todos los seres vivos deben compartir un mismo ecosistema (Pérez & Gardey, 2015).

Las relaciones que establecen los seres vivos, condiciona la existencia de los agroecosistemas, la producción de éstos, se basa en la explotación antinatural así que la repercusión de éstos sistemas productivos puede afectar incluso a quienes no se cree que interaccionan en él. Se pueden distinguir entre los siguientes tipos de elementos bióticos: individuo, población, comunidad, productores, consumidores y descomponedores (Pérez & Gardey, 2015).

Por otra parte, los elementos o factores abióticos son los que le dan al ecosistema sus características de tipo físicoquímicas, entre las cuales se encuentra la luz, la humedad y la temperatura. La importancia de éstos para el desarrollo de la vida y el equilibrio de la ecología es considerable; por ejemplo, de ellos depende la distribución de los seres vivos a lo largo y ancho del planeta, así como su adaptación a cada ecosistema,

razón por la cual toda acción por parte del ser humano que los afecte también tiene consecuencias en los factores bióticos (Pérez & Gardey, 2015).

Los agroecosistemas apuntan a alcanzar una cierta estabilidad (a través de la gestión de las condiciones ambientales) y a ser sustentables o sostenibles (para que la explotación pueda seguir desarrollándose con el paso del tiempo sin que se agoten los recursos; Pérez & Gardey, 2015).

La mayoría de los ecosistemas se han transformado en agroecosistemas ya que, para su desarrollo, el ser humano suele modificar la naturaleza con la intención de favorecer la explotación de los recursos y la obtención de alimentos. Dichos cambios alteran los procesos ecológicos, afectando desde las características de las plantas hasta el comportamiento de los animales (Pérez & Gardey, 2015).

Los cultivos genéticamente modificados (GM), son un agroecosistema, como muchos otros; sin embargo, este sistema productivo ha sido diseñado, para reducir la dependencia de insecticidas químicos convencionales y son una alternativa ecológica, pues; en comparación con los insecticidas químicos, son menos perjudiciales para la vida silvestre, debido a su baja toxicidad para los vertebrados y a la mayoría de los invertebrados (Tabashnik *et al.*, 2004).

Existen pocos estudios sobre diversidad de insectos en el agrosistema del cultivo del algodón GM (Ofori *et al.*, 2015) y esto se disminuye considerablemente al tratarse de datos específicos de México, no obstante, también se carece de estudios en las diversas zonas productoras de algodón en México (Márquez *et al.*, 2014).

El algodón Bt también puede tener efectos indirectos, aunque esperados, sobre la abundancia de depredadores y parasitoides que se especializan en larvas de

*Helicoverpa* spp. u otras especies de lepidópteros controladas por Cry1Ac (Whitehouse *et al.*, 2005).

Existe controversia sobre los beneficios o daños que podrían causar los cultivos genéticamente modificados (Márquez *et al.*, 2014). Una de las principales preocupaciones es la amenaza a la biodiversidad, debido a que estos sistemas productivos son ecosistemas inestables, que reducen en la mayoría de los casos la diversidad de especies (Arpaia, 2010).

### **2.5.1. Importancia del estudio de la diversidad de especies**

La biodiversidad es un resultado del proceso evolutivo que se manifiesta en la existencia de diferentes modos de ser para la vida. Mutación y selección determinan las características y la cantidad de diversidad que existe en un lugar y momento dado. También la diversidad es estudiada mediante las diferencias a nivel genético, diferencias en las respuestas morfológicas, fisiológicas y etológicas de los fenotipos, diferencias en las formas de desarrollo, en la demografía y en las historias de vida (Solbrig, 1991).

El número de especies ha pasado a ser por tanto un parámetro comúnmente empleado para comparar localidades diferentes, lo que le confiere una gran importancia en los estudios de la biodiversidad (Gotelli & Colwell, 2001).

La biodiversidad de un ecosistema se conoce a través del inventario biológico, incluida la entomofaunística. Sin embargo, solo unos pocos estudios de diversidad consideran los insectos, aunque son herramientas indispensables en la conservación y monitoreo de los ecosistemas (Losey & Vaughan, 2006).

La riqueza específica (S) es la forma más sencilla de describir la biodiversidad ya que se basa únicamente en el número de especies presentes, sin tomar en cuenta el valor de importancia de las mismas (Moreno, 2001).

Uno de los componentes principales de la biodiversidad de los ecosistemas corresponde al complejo plantas hospederas, fitófagos y organismos que regulan poblaciones. A más favorables condiciones ambientales, a mayor diversidad de plantas hospederas y a mayor contenido de nitrógeno y de agua en los vegetales se sustentará una mayor biodiversidad de fitófagos, los que, a su vez, sustentarán mayor diversidad de depredadores y de parasitoides (Strong *et al.*, 1984).

### **2.5.2. Importancia de la diversidad en cultivos GM**

Algunos estudios relacionados a diversidad de especies en cultivos transgénicos indican que la diversidad de la entomofauna asociada al agroecosistema algodón entre un cultivo convencional y transgénico no es diferente y no es posible evidenciar diferencias entre las poblaciones de artrópodos e incluso pueden llegar a presentarse pequeñas diferencias pero éstas no son atribuibles al uso del transgénico, es posible por tanto, que existan factores externos que puedan influenciar en la dinámica de los artrópodos, como el control químico que se realiza durante el desarrollo del cultivo, a fin de llevar a niveles de baja importancia económica la incidencia de artrópodos y arvenses (García *et al.*, 2017).

En un estudio en la región de San Pedro de las colonias, Coahuila, México, no se identificaron diferencias en la diversidad de la entomofauna insectil asociada al cultivo de algodón *Bt* en cuatro variedades de algodón estudiadas, destacando la presencia de depredadores en mayor proporción sobre la de insectos plaga (Grimaldo, 2019).

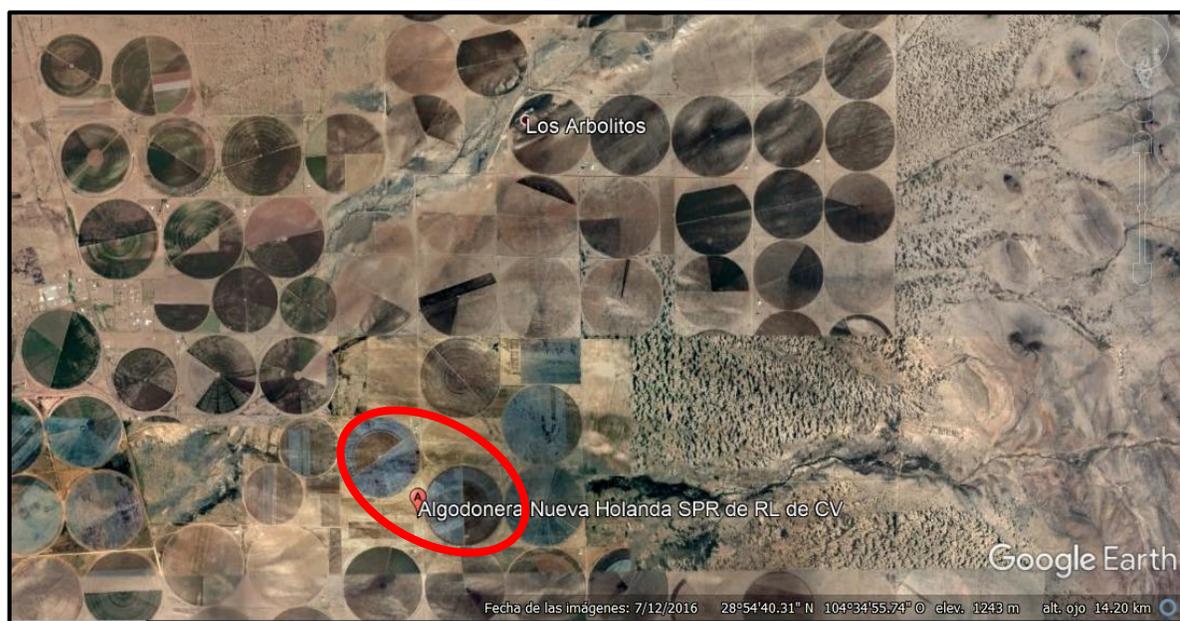
En la localidad del Retiro, municipio de San Pedro una investigación sobre diversidad, arrojó que el comportamiento de los insectos dentro de las variedades FiberMax con Bt fue similar, en los parámetros de riqueza y abundancia teniendo poca variación en cuanto al número de familias y especies; el mismo resultado se obtuvo entre el análisis relacionado a índices de diversidad (Shannon-Wiener, Simpson y Jaccard) (Hernández, 2019).

Así mismo en la misma localidad del Retiro, municipio de San Pedro nos dice que el comportamiento de los insectos dentro de las seis variedades de híbridos y el testigo (DP1441) fue muy similar en cuanto a riqueza de orden, familia y género, este mismo resultado se obtuvo con el análisis de varianza (Kruskal-Wallis) (González, 2019).

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. Ubicación del área de colecta de insectos

Las colectas se realizaron en dos lotes de 40 ha cada uno, en la Colonia Nueva Holanda de una comunidad menonita, en la zona productora de Ojinaga, en el Estado de Chihuahua, México. Las coordenadas geográficas de cada lote fueron: 28°55'00.06" latitud Norte y 104°33'01.22" longitud Oeste, para el primer predio perteneciente al productor cooperante Enrique Froese y el segundo predio 28°54'00.09" N y 104°36'00.77" O del productor Enrique Wiebe (Figura 2).



**Figura 2.** Localización de los lotes de producción en la colonia Nueva Holanda, Ojinaga, Chihuahua, México.

#### 3.2. Colecta de muestras

Las colectas se realizaron con apoyo del M.C. Ramón Méndez López, trabajador de la empresa Semillas Escalera de La Laguna, quien facilitó el contacto con los

productores de algodón de la zona en Chihuahua y de esta forma el permiso para poder ingresar a sus terrenos de cultivo. Las colectas se realizaron con un intervalo de ocho días.

Se eligieron dos puntos del lote dentro del pivote central, dichos puntos siempre fueron considerados para realizar las colectas y que no hubiera variación (Figura 2) en cada punto y por muestreo se realizaron 25 golpes sobre las plantas, los cuales se hicieron en forma de ocho, con apoyo de una red entomológica de 38 cm de diámetro. Los insectos se colocaron en alcohol al 70% dentro de frascos de plástico herméticos con capacidad de un litro, cada frasco se etiquetó adecuadamente según el número de muestra, nombre del productor y fecha de colecta. Los frascos con las muestras se recogían con el técnico cada 15 días y se trasladaban a las instalaciones de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN), Unidad Saltillo, en el Departamento de Parasitología, donde se procesaron para eliminar restos vegetales y materiales inertes y se cambió el alcohol para la posterior identificación de los insectos.

### **3.3. Identificación taxonómica**

La clasificación de insectos se hizo en el laboratorio de entomología del Departamento de Parasitología de la UAAAN-Saltillo, primeramente, se separaron los especímenes según sus características morfológicas y después se identificaron a nivel Familia, posteriormente, con apoyo de claves taxonómicas (CSIRO, 1970; McAlpine *et al.*, 1981; Borror & White, 1998; Triplehorn & Johnson, 2005; Fernández & Sharkey 2006) y en ocasiones por comparación en la página web <https://bugguide.net> del Departamento de Entomología de la Universidad Estatal de Iowa, EUA, se identificaron los insectos hasta la categoría taxonómica de especie. Se utilizó un estereoscopio y agujas de disección, para facilitar la manipulación de los insectos y facilitar el proceso de identificación. Una vez que se realizó la identificación, los

insectos fueron separados en tubos eppendorf de 2.0 mL y conservados con alcohol al 70%.

### **3.4. Material vegetal**

Las colectas de entomofauna se realizaron en el híbrido FM 1830 GLT, el cual posee una excelente germinación y potencial de establecimiento. Esta constituido de un evento apilado GHB614 x T304-40 x GHB119 (GLT), porta los genes Cry1Ab y Cry2Ae, los cuales le proporcionan resistencia contra el ataque de lepidópteros y los genes bar y 2mepsps los cuales le confieren tolerancia a los herbicidas Glufosinato de amonio y Glifosato, respectivamente (Bayer, 2017).

La tecnología de algodón GLT proporciona la expresión de toxinas Cry insecticidas, mediante los genes Cry1Ab de *B. thuringiensis* subsp. *kurstaki* y por el gen Cry2Ae de *B. thuringiensis* subsp. *dakota*, la resistencia que confieren estos genes es específica al ataque de ciertos lepidópteros plaga como gusano rosado *P. gossypiella* Saunders y gusano tabacalero *H. virescens* Fabricius; sin embargo, este tipo de algodón puede requerir aplicaciones complementarias de insecticidas para el control de insectos plaga difíciles como gusano bellotero *H. zea* Boddie, gusano cogollero *S. frugiperda* J.E. Smith y gusano soldado *Spodoptera exigua* Hubner; por lo tanto, se debe mantener un muestreo constante de plagas en el cultivo para determinar si es necesaria la aplicación complementaria de insecticidas para asegurar el nivel de control deseado (Bayer, 2017).

El algodón GLT, también confiere tolerancia a los herbicidas Glufosinato de amonio y Glifosato mediante la expresión de las proteínas PAT de *Streptomyces hygroscopicus* y 2mepsps del maíz, respectivamente; permitiendo el uso de dos mecanismos de acción herbicida para un manejo más eficiente de la maleza en el cultivo de algodón (Bayer, 2017).

### **3.5. Toma de datos y análisis de diversidad y fluctuación**

Se registraron los datos de la composición de la entomofauna asociada al cultivo del algodón Bt en la región productora de Ojinaga, Chihuahua, México, por número de individuos encontrados a nivel Orden, Familia, Género y Especie, por cada muestreo y por cada uno de los lotes muestreados, con la finalidad de obtener riqueza, abundancia, y las funciones tróficas de los insectos. Además, se realizó un análisis descriptivo mediante el apoyo de graficas de fluctuación de las familias de las que se compone cada uno de los órdenes reportados en la investigación.

## IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

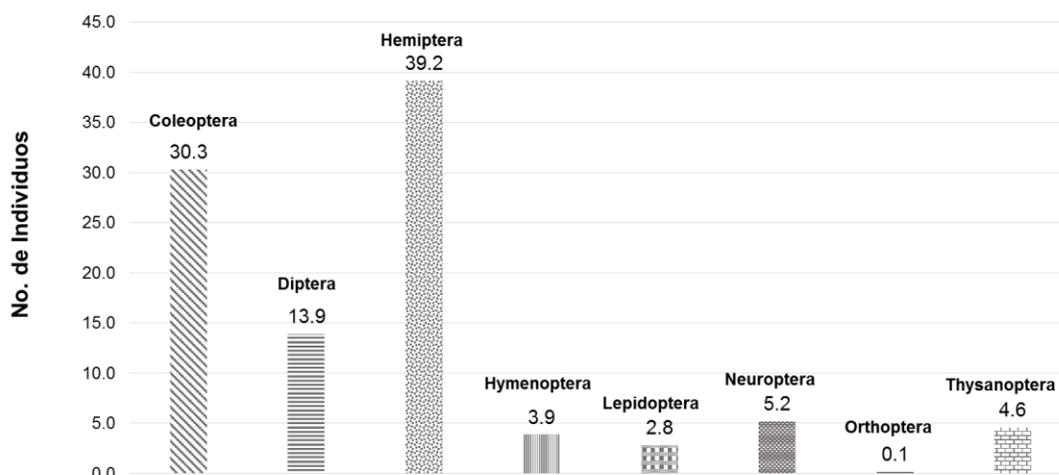
### 4.1. Análisis de la diversidad

#### 4.1.1. Composición de la entomofauna asociada al cultivo de algodón

Dentro de la diversidad de entomofauna que se muestreo en el cultivo de algodón Bt en el municipio de Ojinaga, Chihuahua, se encontró una abundancia de 1,346 especímenes, los cuáles se agrupan en ocho órdenes y estos en 60 familias; los órdenes con mayor número de especies fueron: Coleoptera (36.2%), Hemiptera (22.9%), Diptera (17.1%) e Hymenoptera (15.2%). El resto de los órdenes en conjunto no sobrepasan el 15% de la riqueza específica, mientras que los que presentaron mayor abundancia de individuos colectados fueron Hemiptera con 39.2% de especímenes, Coleoptera con 30.3% y Diptera con 13.9% (Cuadro 3; Figura 3).

**Cuadro 3.** Composición de la entomofauna asociada al cultivo de algodón Bt, en la región productora de Ojinaga, Chihuahua, México, 2018.

Orden	Familias		Riqueza específica		Abundancia	
	No.	%	No.	%	Individuos	%
Coleoptera	17	28.3	38	36.2	408	30.3
Diptera	13	21.7	18	17.1	187	13.9
Hemiptera	14	23.3	24	22.9	527	39.2
Hymenoptera	12	20.0	16	15.2	52	3.9
Lepidoptera	1	1.7	4	3.8	38	2.8
Neuroptera	1	1.7	1	1.0	70	5.2
Orthoptera	1	1.7	2	1.9	2	0.1
Thysanoptera	1	1.7	2	1.9	62	4.6
<b>Total: 8</b>	<b>60</b>	<b>100</b>	<b>105</b>	<b>100</b>	<b>1,346</b>	<b>100</b>



**Figura 3.** Porcentaje de la abundancia de insectos por Orden en el cultivo de algodón en Ojinaga, Chihuahua, México, 2018.

Estos resultados concuerdan con Hernández (2019) que encontró que los órdenes más abundantes fueron Hemiptera con 53% (n= 435), seguido de Coleoptera con 18% (n=146) y Diptera con 11% (n=90) en el municipio de San Pedro de la Colonias, en el Estado de Coahuila, México.

Santana-Espinoza *et al.* (2015) concluyeron que Coleoptera seguido de Diptera y Hemiptera son los órdenes con mayor número de familias, en muestreos realizados en cinco estados de México.

Sánchez-Vega *et al.* (2021) reportaron que de los insectos fitófagos colectados en el algodón GM se encontraron agrupados en cinco órdenes: Coleoptera, Diptera, Hemiptera, Lepidoptera y Thysanoptera en San Pedro, Coahuila, México.

Bedoya *et al.* (2018) mencionan en un estudio realizado en el municipio de Montería, Córdoba, Colombia, sobre la diversidad de la artropofauna asociada al cultivo de algodón, arroz y maíz, que entre los órdenes más abundantes se encuentran los

hemípteros, representando el mayor número de individuos, seguido por los coleópteros, luego dípteros y finalmente los himenópteros.

#### 4.1.2. Riqueza de especies a nivel familia y la importancia de sus funciones tróficas.

Las familias identificadas con mayor abundancia de acuerdo al número de insectos fueron Anthocoridae (Hemiptera) con 330 individuos (24.5%), seguida de Anthicidae (Coleoptera) con 133 individuos (9.9%) y Coccinellidae (Coleoptera) con 108 individuos (8%). El resto de las familias no sobrepasa el 5% de abundancia (Cuadro 4). Según Hernández (2019) las familias con mayor abundancia de insectos fueron Anthocoridae (Hemiptera) con 346 individuos (41.14%), seguida de Coccinellidae (Coleoptera) con 89 individuos (10.14%), Chrysopidae (Neuroptera) 69 insectos (8.40%), Noctuidae (Lepidoptera) con 57 insectos (6.94%) y Choropidae (Diptera) 55 (6.70%), resultados obtenidos en el cultivo de algodón establecido en el Estado de Coahuila.

**Cuadro 4.** Riqueza específica de la composición de los artrópodos en Ojinaga, Chihuahua, México, 2018.

Orden	Familia	Género y especie	Abundancia	%
	Anthicidae	Ni*	1	0.1
		<i>Notoxus monodon</i> (Fabricius, 1801)	132	9.8
	Bruchidae	<i>Acanthoscelides sp</i> (Schilsky, 1905)	1	0.1
		<i>Bruchus sp</i> (Linneo, 1767 )	4	0.3
	Carabidae	<i>Lebia sp</i> (Latreille, 1802)	1	0.1
		<i>Altica sp</i> (Geoffroy, 1762)	1	0.1
		<i>Chaetocnema sp</i> (Stephens, 1831)	1	0.1
Coleoptera	Chrysomelidae	<i>Disonycha xanthomelas</i> (Dalman, 1823)	5	0.4
		<i>Epitrix cucumeris</i> (Harris, 1851)	1	0.1
		<i>Diabrotica undecimpunctata</i> (Mannerheim, 1843)	28	2.1
	Cicindellidae	Ni*	3	0.2
		<i>Cicindela sexguttata</i> (Fabricius, 1775)	2	0.1
		<i>Chilocorus cacti</i> (Linnaeus, 1767)	2	0.1
	Coccinellidae	<i>Hippodamia convergens</i> (Guerin-Meneville, 1842)	69	5.1
		<i>Olla v-nigrum</i> (Mulsant, 1866)	30	2.2

		<i>Scymnus huachuca</i> (Gordon, 1976)	1	0.1
		<i>Scymnus loewii</i> (Mulsant, 1850)	2	0.1
		<i>Scymnus sp</i> (Kugelann, 1979)	4	0.3
	Cucujidae	<i>Cucujus sp</i> (Fabricius, 1775)	14	1
		<i>Anthonomus grandis</i> (Boheman, 1843)	2	0.1
	Curculionidae	<i>Apion godmani</i> (Wagner, 1912)	1	0.1
		<i>Apion sp</i> (Herbst, 1797)	2	0.1
		<i>Nicentrites testaceipes</i> (Casey, TL, 1920)	1	0.1
	Elateridae	<i>Agriotes sp</i> (Linnaeus, 1767)	10	0.7
		<i>Ctenicera noxia</i> (Hyslop)	1	0.1
	Lathridiidae	<i>Melanophthalma americana</i> (Mannerheim, 1844)	2	0.1
	Meloidae	<i>Epicauta sp</i> (Dejean, 1834)	1	0.1
		<i>Collops sp</i> (Erichson, 1840)	4	0.3
	Melyridae	<i>Collops vittatus</i> (Say, 1823)	16	1.2
		<i>Malachius aeneus</i> (Linneo, 1758)	1	0.1
	Nitidulidae	<i>Conotelus obscurus</i> (Erichson, 1843)	34	2.5
		<i>Carpophilus lugubris</i> (Murray, 1864)	9	0.7
	Pyrochroidae	<i>Pedilus lugubris</i> (Say, 1827)	2	0.1
	Scarabaeidae	<i>Cetoniinae sp</i> (Leach, 1815)	1	0.1
		<i>Cotinis mutabilis</i> (Gory y Percheron, 1883)	1	0.1
	Staphylinidae	<i>Staphylinus sp</i>	12	0.9
	Tenebrionidae	<i>Tribolium confusum</i> (Jacquelin du Val, 1863)	5	0.4
		<i>Eleodes sp</i> (Eschscholtz, 1829)	1	0.1
	Agromyzidae	<i>Agromyza sp</i> (Fallén, 1810)	1	0.1
	Anthomyiidae	<i>Hylemya sp</i> (Robineau-Desvoidy, 1830)	8	0.6
	Asilidae	<i>Promachus sp</i> (Loew, 1848)	1	0.1
	Cecidomyiidae	<i>Stenodiplosis sorghicola</i> (Coquillett, 1899)	41	3
		<i>Epichlorops sp</i> (Becker, 1910)	39	2.9
	Chloropidae	<i>Lasiambia sp</i> (Sabrosky, 1941)	3	0.2
		<i>Thaumatomyia notata</i> (Meigen, 1830)	1	0.1
	Culicidae	<i>Anopheles sp</i> (Meigen, 1818)	1	0.1
	Diptera	<i>Condylostylus melampus</i> (Loew, 1862)	14	1
	Dolichopodidae	<i>Dolichopus sp</i> (Latreille, 1796)	3	0.2
	Heleomyzidae	<i>Amoebaleria sp</i> (Gill, GD 1962)	55	4.1
	Syrphidae	<i>Allograpta sp</i> (Osten Sacken, 1875)	1	0.1
	Tachinidae	<i>Aplomyiopsis epilachnae</i> (Aldrich, 1923)	1	0.1
		<i>Acidogana sp</i> (Loew, 1873)	5	0.4
	Tephritidae	<i>Neotefritis finalis</i> (Loew, 1862)	1	0.1
		<i>Paracantha culta</i> (Wiedemann, 1830)	2	0.1
	Tipulidae	<i>Tipula sp</i> (Linneo, 1758)	6	0.4
	Uliidiidae	<i>Euxesta stigmatias</i> (Loew, 1867)	4	0.3
	Hemiptera	<i>Bemisia tabaci</i> (Gennadius, 1889)	48	3.6
	Anthocoridae	Ni*	1	0.1

		<i>Orius tristicolor</i> (White, 1879)	329	24.4
Aphididae		<i>Aphis gossypi</i> (Glover, 1877)	2	0.1
Aradidae		<i>Aradus sp</i> (Fabricius, 1803)	7	0.5
Berythidae		<i>Jalysus wickhami</i> (Van Duzee, 1906)	1	0.1
Cicadellidae		<i>Empoasca fabae</i> (Harris, 1841)	4	0.3
		<i>Oncometopia sp</i> (Stal, 1869)	19	1.4
Lygaeidae		<i>Geocoris punctipes</i> (Say, 1832)	20	1.5
		<i>Lygaeus sp</i> (Fabricius, 1794)	1	0.1
Membracidae		<i>Nysius sp</i> (Dallas, 1852)	16	1.2
		<i>Spissistilus festinus</i> (Say, 1830)	2	0.1
Miridae		<i>Adelphocoris rapidus</i> (Say, 1832)	24	1.8
		<i>Adelphocoris sp</i> (Reuter, 1896)	4	0.3
		<i>Lygus lineolaris</i> (Palisot de Beauvois, 1818)	6	0.4
Nabidae		<i>Nabis alternatus</i> (Parshley, 1922)	15	1.1
Pentatomidae		Ni*	1	0.1
		<i>Chlorochloa ligata</i> (Say, 1832)	11	0.8
Reduviidae		<i>Rocconata sp</i>	2	0.1
		Ni*	6	0.4
Rhopalidae		<i>Arhyssus lateralis</i> (Say, 1825)	3	0.2
		<i>Arhyssus sp</i>	3	0.2
		<i>Leptocoris trivittatus</i> (Say)	1	0.1
Triozidae		<i>Triozia anceps</i> (Tuthill, 1944)	1	0.1
Anthophoridae		<i>Xylocopinae sp</i> (Latreille, 1802)	3	0.2
Apidae		<i>Apis mellifera</i> (Linneo, 1758)	4	0.3
		<i>Nomada sp</i> (Scopoli, 1770)	1	0.1
Braconidae		<i>Phanomeris sp</i> (Förster, 1862)	5	0.4
		<i>Microgaster tibialis</i> (Nees, 1834)	4	0.3
Colletidae		<i>Colletes sp</i> (Latreille, 1802 )	1	0.1
Encyrtidae		Ni*	1	0.1
Hymenoptera	Eulophidae	Ni*	4	0.3
	Halictidae	Ni*	1	0.1
		<i>Sphecodes sp</i> (Latreille, 1804)	11	0.8
Ichneumonidae		<i>Casitaria sp</i>	1	0.1
		<i>Phytodietus vulgaris</i> (Cresson, 1870)	1	0.1
Platygastridae		<i>Platygaster hiemalis</i> (Forbes, 1888)	3	0.2
Pteromalidae		Ni*	7	0.5
Tiphiidae		<i>Tiphia sp</i> (Fabricius, 1775)	1	0.1
Torymidae		<i>Torymus sp</i> (Dalman, 1820)	4	0.3
Lepidoptero		<i>Heliothis virescens</i> (Fabricius, 1777)	8	0.6
	Noctuidae	<i>Pseudaletia unipuncta</i> (Haworth, 1809)	1	0.1
		<i>Spodoptera exigua</i> (Hübner, 1808)	1	0.1
		<i>Spodoptera frugiperda</i> (Smith, 1797)	28	2.1
Neuroptero	Chrysopidae	<i>Chrysoperla carnea</i> (Stephens, 1836)	70	5.2

Orthoptero	Acrididae	<i>Schistocerca sp</i> (Stål, 1873)	1	0.1
		<i>Romalea sp</i> (Serville, 1831)	1	0.1
Thysanoptero	Thripidae	<i>Heliethrips haemorrhoidalis</i> (Bouché, 1833)	1	0.1
		<i>Taeniothrips inconsequens</i> (Uzel, 1895)	61	4.5
Total= 8	Total=60	Total de sp 105	1346	100

Ni\* representa los individuos de los cuales, no fue posible llegar a la identificación a nivel Género y Especie.

En el análisis de la abundancia específica, se encontró que dentro del grupo de las especies de Hemiptera, la que representó el mayor porcentaje y que prevaleció en cuanto al número de individuos fue la especie *Orius tristicolor* (chinche pirata) de la Familia Anthocoridae debido a su hábito alimenticio como depredador seguido de Coleoptera con la especie *Notoxus monodon* como depredador; mientras que los menos abundantes fueron las especies de Orthoptera, Lepidoptera e Hymenoptera; alrededor de la media, se encontraron a las especies de Neuroptera y Diptera (Cuadro 4).

González-Cabrera (2003) coloca al depredador *Orius tristicolor* en un papel potencial de regulador de plagas en la agricultura para ser usado en control biológico de: *Lygus lineolaris*, *B. tabaci*, *A. gossypii*, huevecillos de: *H. virescens*, y *S. exigua*; además de que es un insecto que tiene amplia diversidad y que sus valores de depredación son altos, se adapta a diversos cultivos de manera natural siendo muy fácil encontrar. Hernández-Trejo *et al.* (2018) afirman que los enemigos naturales, forman parte importante de la regulación de insectos plaga y se presentan de manera natural en los cultivos, tanto depredadores como parasitoides; por lo que la relación que existe de estos insectos en el cultivo de algodón se debe a que afectan otros insectos que se comportan como plaga.

De acuerdo con Grimaldo (2019) la presencia de depredadores, así como de parasitoides es factor importante a considerar en el control biológico natural de algunas plagas, que puede influir en la abundancia de la entomofauna fitófaga, manteniendo baja la presión de plagas en el cultivo algodón.

La variación en cuanto a los insectos colectados, indica que 753 individuos son depredadores, siguiendo los fitófagos con 528 individuos. Otros insectos encontrados fueron los parasitoides con 30 individuos y los polinizadores con 10 individuos (Cuadro 5), esto se debe a que las plantas de algodón son autofértiles y autopolinizadoras, y en su mayoría no necesitan abejas para polinizar y producir fibra o semillas.

**Cuadro 5.** Hábitos alimenticios de insectos capturados en el cultivo de algodón Bt, en la región productora de Ojinaga, Chihuahua, México, 2018.

Hábito alimenticio	Número de especies	Total de individuos	%
Depredador	27	753	55.94
Fitófago	56	528	39.23
Parasitoide	8	30	2.23
Polinizador	5	10	0.74
Sin definición de grupo	9	25	1.86
<b>Total</b>		<b>1346</b>	<b>100.00</b>

Sin embargo, se ha estimado que la visita de las abejas a todas las plantas de algodón (autofértiles o no) aumentan la producción final de fibra en al menos 10% en peso, mientras que la cantidad de producción de semillas también aumenta (Equipo editorial de Wikifarmer.com., 2017). En el caso del grupo de los parasitoides, se puede decir, que el comportamiento se debe al número de hospederos que se encuentran asociados al cultivo y por la disponibilidad de presas en cada uno.

Vázquez-Moreno (2012) mencionan que muchas especies se relacionan entre sí mediante cadenas tróficas complejas, como es el caso de los parasitoides, depredadores e hiperparasitoides, que se alimentan y viven de poblaciones de insectos fitófagos; así mismo, indican que también son importantes aquellos que transmiten agentes patógenos a las plantas y otros organismos, como los que cuidan y trasladan a otros insectos. En este sentido y con respecto al hábito funcional que proceden de las familias muestreadas en esta investigación, se encontró que para los ocho órdenes colectados en el cultivo de algodón Bt, el 55.94% son depredadores,

un 39.23% fitófago, 2.23% parasitoide, 0.74% polinizador y un 1.86% sin definición de grupo (Cuadro 6). Hay familias que tienen más de un hábito funcional y son consideradas como multifuncionales, las cuales se identificaron con doble hábito dentro de la entomofauna del algodón, tal es el caso de Cucujidae, Elateridae, Tenebrionidae, Cicadellidae y Rhopalidae (Cuadro 6).

**Cuadro 6.** Hábito funcional de insectos a nivel Familia capturados en el cultivo de algodón Bt, en la región productora de Ojinaga, Chihuahua, México, 2018.

Orden	Familia	Hábito funcional				
		Depredador	Fitófago	Parasitoide	Polinizador	Sin definición de grupo
Coleoptera	Anthricidae	x				x
	Bruchidae		x			
	Carabidae	x				
	Chrysomelidae		x			
	Cicindellidae	x				x
	Coccinellidae	x				
	Cucujidae	x	x			
	Curculionidae		x			
	Elateridae	x	x			
	Lathridiidae		x			
	Meloidae		x			
	Melyridae	x				
	Nitidulidae		x			
	Pyrochroidae		x			
	Scarabaeidae		x			
Staphylinidae	x					
Tenebrionidae	x	x				
Diptera	Agromizidae		x			
	Anthomyidae		x			
	Asilidae	x				
	Cecidomyiidae		x			
	Chloropidae		x			
	Culicidae		x			
	Dolichopodidae	x				
	Heleomyzidae		x			
	Syrphidae				x	
	Tachinidae			x		
	Tephritidae		x			
	Tipulidae		x			
Ulidiidae		x				

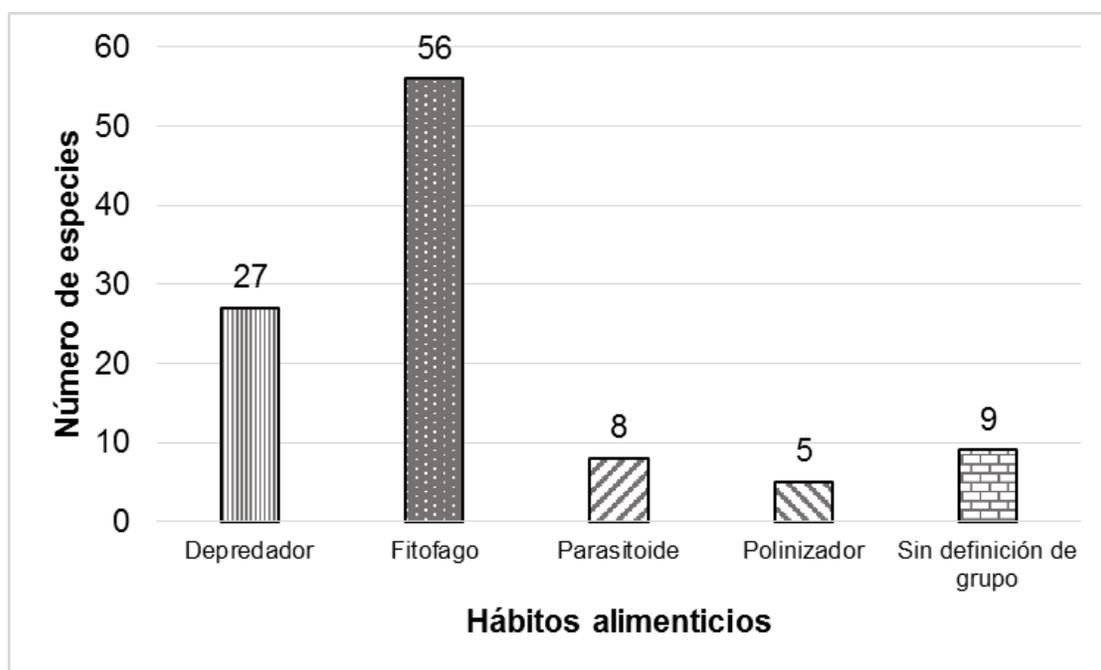
	Aleyrodidae		x			
	Anthocoridae	x				x
	Aphididae		x			
	Aradidae		x			
	Berythidae		x			
	Cicadellidae	x	x	x		
Hemiptera	Lygaeidae		x			
	Membracidae		x			
	Miridae		x			
	Nabidae	x				
	Pentatomidae	x				x
	Reduviidae	x				
	Rhopalidae	x	x			x
	Triozidae		x			
	Anthophoridae				x	
	Apidae				x	
	Braconidae			x		
	Colletidae				x	
	Encyrtidae					x
Hymenoptera	Eulophidae					x
	Halictidae			x		x
	Ichneumonidae			x		
	Platygastridae			x		
	Pteromalidae					x
	Tiphiidae	x				
	Torymidae			x		
Lepidoptera	Noctuidae		x			
Neuroptera	Chrysopidae	x				
Orthoptera	Acrididae		x			
Thysanoptera	Thripidae		x			
	<b>Porcentaje</b>	<b>55.94</b>	<b>39.23</b>	<b>2.23</b>	<b>0.74</b>	<b>1.86</b>

La información resaltada indica las familias multifuncionales de acuerdo a su hábito funcional

Margaría (2012) indica que algunos enemigos naturales son generalistas, viven alimentándose de gran variedad de especies; en cambio, los especialistas consumen individuos de una o unas pocas especies y sugiere que se pueden estudiar desde dos puntos de vista, biológico y ecológico, entendiendo que, desde el punto de vista biológico se les puede agrupar en cuatro clases básicas: depredadores, parásitos, patógenos y parasitoides.

Gómez (2020) da a conocer que de las familias muestreadas para Hymenoptera en el cultivo de algodón GM, el 70% fueron ectoparasitoides, un 25% endoparasitoides, 20% hiperparasitoides, 15% polinizadores, 15% fitófagos y solo 5% se comportan como depredadores, el autor también considera familias multifuncionales con triple actividad dentro de las redes tróficas de la entomofauna en el cultivo de algodón, como Braconidae, Eurytomidae, Figitidae, Ichneumonidae y Pteromalidae.

El comportamiento de los insectos por sus hábitos alimenticios de acuerdo a la especie indica que los fitófagos son los que predominan con 56 especies encontradas, seguida de los depredadores con 27 especies y en último lugar los polinizadores con cinco especies (Figura 4), posiblemente éste comportamiento se debe al número de hospederos que se encuentran asociados al cultivo y por la disponibilidad de presas en cada uno, la presencia de los parasitoides puede estar ligada al complejo lepidóptera, agrupado dentro de los principales fitófagos hacia los cuales va dirigida la tecnología Bt.

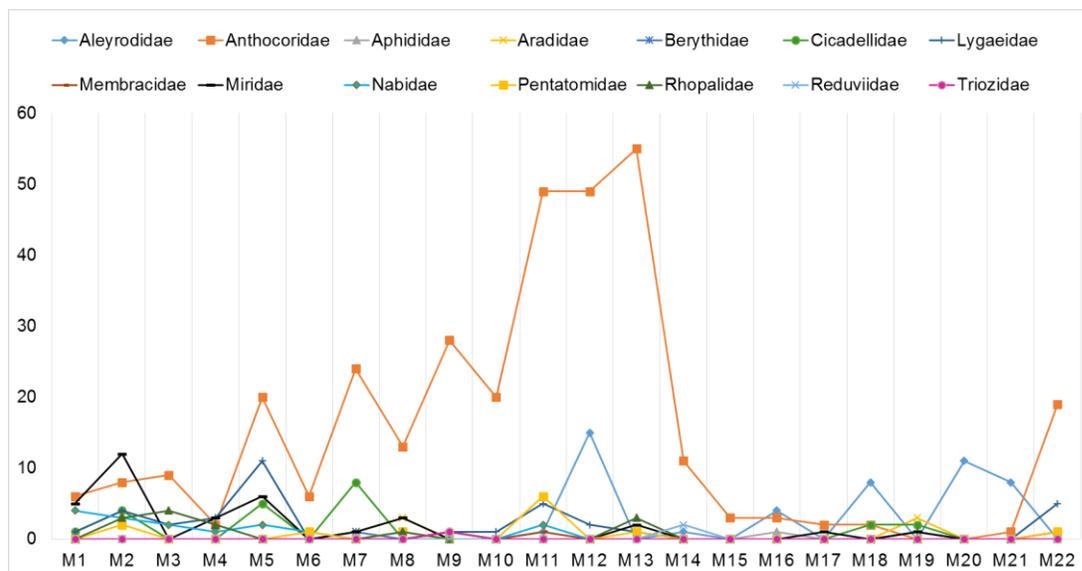


**Figura 4.** Número de especies que presentaron comportamiento diferente en sus hábitos alimenticios, en el cultivo de algodón en Ojinaga, Chihuahua, México, 2018.

## 4.2. Fluctuación de los individuos a nivel orden

En la naturaleza se observa que las poblaciones crecen por encima y por debajo de la asintonía, esto debido a la existencia de las fluctuaciones. En este sentido se realizó el análisis en cada uno de los órdenes reportados en el cultivo de algodón que se encontraron en la región productora de Ojinaga, Chihuahua, México.

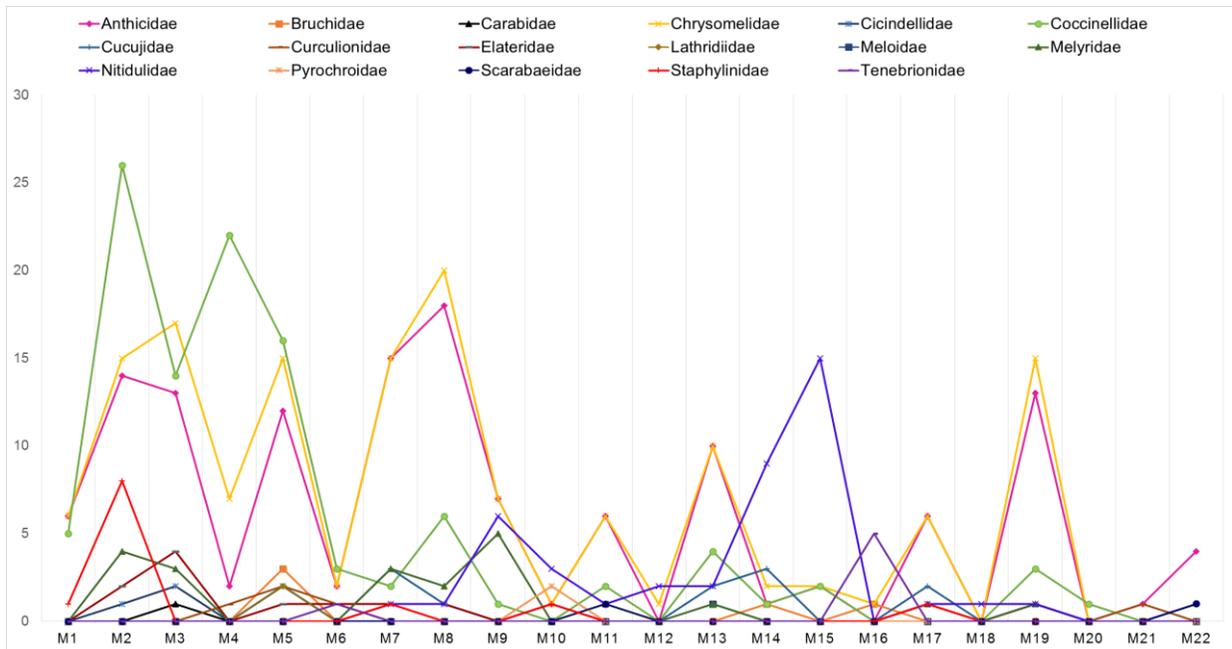
Dentro del orden Hemiptera, el registro indicó que en la Familia Anthocoridae predomina la especie *Orius tristicolor* con 329 individuos (Cuadro 4) presente en todas las etapas del cultivo, la cual tiene un pico considerable respecto a la abundancia en relación al ciclo del cultivo, esta abundancia se reportó en los muestreos 11, 12 y 13 que se relacionan con la fase de floración del cultivo. En cuanto a su funcionalidad, *O. tristicolor* actúa como depredador de *B. tabaci* que aumentó su población en el muestreo 12 y al igual que otros enemigos naturales, *O. tristicolor* incrementa su depredación, hasta cierto límite, a medida que aumenta el número de presas disponibles en el ambiente (Figura 5).



**Figura 5.** Fluctuación del número de individuos por Familia colectados del Orden Hemiptera en el cultivo de algodón en Ojinaga, Chihuahua, México, 2018.

Estos resultados concuerdan con Hernández (2019) donde señala que la familia con mayor abundancia de insectos fue Anthocoridae (Hemiptera) 346 individuos (41.14%), en el cultivo de algodón, seguido de Coccinellidae (Coleoptera) con 89 individuos (10.14%). Hagler *et al.* (2004) concluyeron que *Geocoris punctipes* (Say) y *O. tristicolor* (Say) se alimentaban casi exclusivamente de moscas blancas adultas con una frecuencia tres veces mayor que de huevos y ninfas juntos, esto reportado en el sistema algodonero del suroeste de los Estados Unidos.

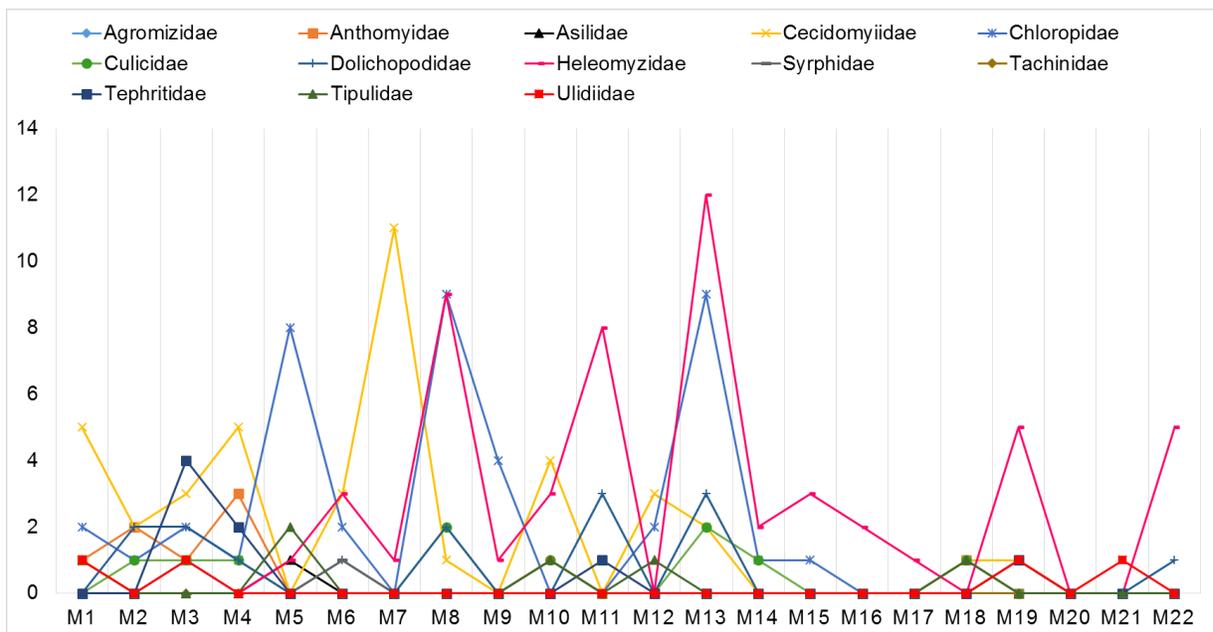
En el Orden Coleoptera de acuerdo a la fluctuación, se puede observar que hay tres familias que presentaron picos de abundancia en la etapa vegetativa del cultivo. Muchas especies de la familia Coccinellidae tanto en su estado larval como adulto, son consideradas eficaces controladores biológicos de una gran variedad de plagas agrícolas, un ejemplo de ellas es *Hippodamia convergens*, que se ha reportado como depredador de *A. gossypi* (Hemiptera), y tras la alta presencia de *H. convergens* en el cultivo logro disminuir significativamente esta plaga (Figura 5). Otra de las familias presentes fue Chrysomelidae, que en su mayoría presentan hábitos de alimentación fitófaga, por lo que son de gran importancia en las redes tróficas y están asociadas de forma significativa con las comunidades vegetales donde se desarrollan, una especie importante en este caso es *Diabrotica undecimpunctata*. Otra de las familias más representativas en este estudio es Anthicidae con la especie *Notoxus monodon*, actuando como un depredador de la cual podemos observar su presencia en todas las etapas del cultivo (Figura 6).



**Figura 6.** Fluctuación del número de individuos por Familia colectados del Orden Coleoptera en el cultivo de algodón en Ojinaga, Chihuahua, México, 2018.

Buendía *et al.* (2020) reportaron que de manera ocasional se registró la presencia del pulgón verde *A. gossypii*, en algodón la cual registro dos picos importantes durante el ciclo del cultivo. Esta plaga no necesito de aplicaciones de insecticida para regular su población, únicamente sus depredadores naturales como la catarina *H. convergens*, larvas de crisopa y algunos parasitoides que no fueron registrados lograron controlarla. De León (2017) observo altos niveles de población de adulto de *D. undecimpunctata* en la mayoría de los genotipos evaluados de maíz, posiblemente debido a la mayor emergencia de estigmas o pelos del jilote, esto en la Comarca Lagunera. Athey *et al.*, (2019) dan a conocer en un estudio realizado en algodón y soja en el sur de Georgia, que *Nezara. viridula* (chinche apestosa) y *Geocoris sp.* (Hemiptera: Geocoridae), *Orius sp.* (Hemiptera: Anthocoridae) y *Notoxus monodon* (Coleoptera: Anthicidae) fueron los principales depredadores que se encontraron en dichos cultivos.

En el Orden Diptera se puede observar a la familia Chloropidae destacándose en los primeros 15 muestreos, que alcanzo tres picos máximos de población en el muestreo 5 con ocho individuos, el muestreo 8 con nueve individuos y el muestreo 13 con nueve individuos, detectándose en la etapa vegetativa a la floración. La Familia Heleomyzidae estuvo presente en la etapa de floración con tres picos de población máximos en el muestreo 8 con nueve individuos, el 11 con ocho individuos y el 13 con 12 individuos. Se observó también la presencia de las familias Cecidomyiidae en la etapa vegetativa con un pico máximo de 11 individuos en el muestreo 7, ambas familias actuando como fitófagas (Figura 7).

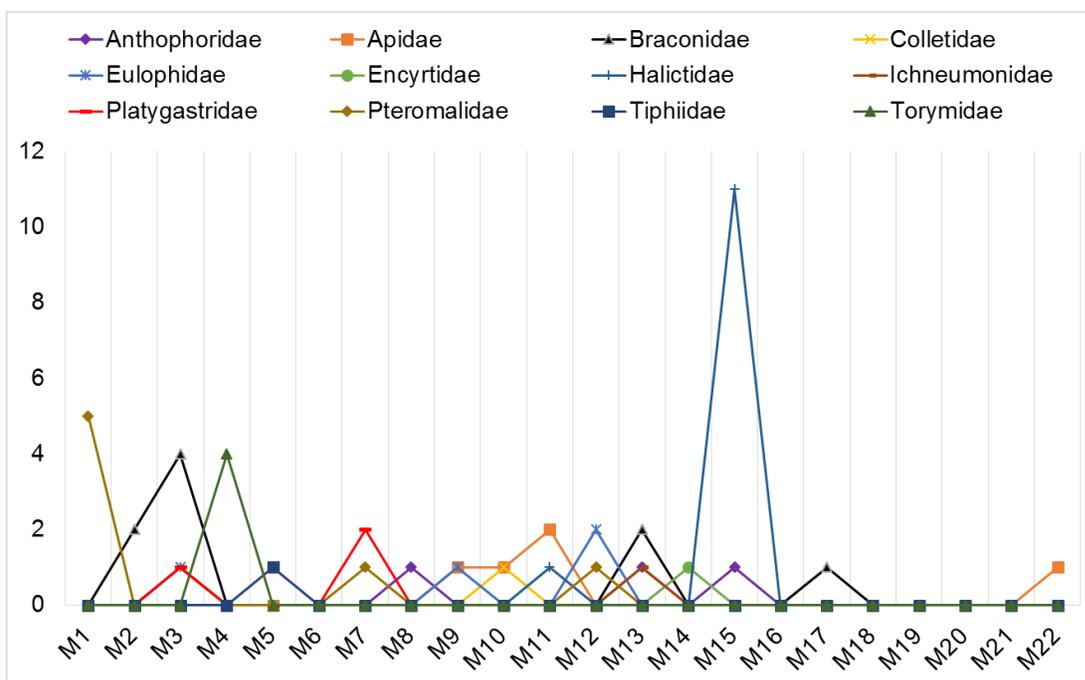


**Figura 7.** Fluctuación del número de individuos por Familia colectados del Orden Diptera en el cultivo de algodón en Ojinaga, Chihuahua, México, 2018.

Algunos estudios relacionados con el orden Diptera indican que la diversidad y riqueza de insectos en lotes cultivados durante el otoño-invierno con especies vegetales para bioenergía y alimentación los dípteros son mayormente atraídos y dentro de estos la Familia Chloropidae (Espinoza *et al.*, 2019). En otro estudio por Ebejer (2021) da a conocer que para la identificación de familias de insectos asociadas al bosque de pino-encino en cuatro sitios diferentes en la comunidad de Capuluaque, Tetela de Ocampo,

se documenta la presencia de un total de 48 familias diferentes, siendo el orden Diptera el que presento una alta proporción de individuos representadas por 20 familias, de las cuales Heleomyzidae, Lauxanidae y Tachinidae destacaron en cuanto a la abundancia. Los dípteros agrupados en la familia Cecidomyiidae son considerados plagas importantes en el cultivo del mango, ya que sus daños pueden ocasionar hasta la pérdida total del mismo. Estos dípteros infestan el cultivo tanto en la época de floración como brotación vegetativa, además, han sido reportados en todas las áreas donde se cultiva el frutal (Munhammad *et al.*, 2017).

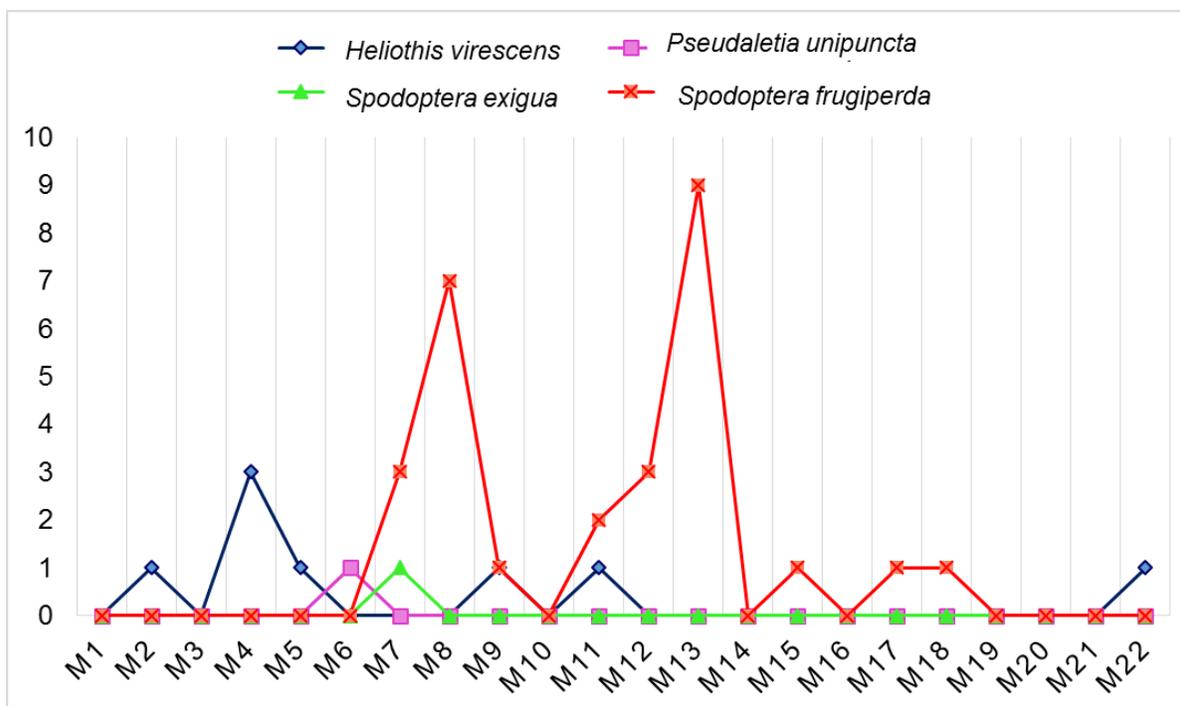
En el orden Hymenoptera la Familia Halictidae alcanzo la población máxima en el muestreo 15 correspondiente a la etapa de floración, el resto de las familias no sobrepasa de cinco individuos por muestreo, ya que la mayoría actuan como polinizadores dentro del cultivo (Figura 8).



**Figura 8.** Fluctuación del número de individuos por Familia colectados del Orden Hymenoptera en el cultivo de algodón en Ojinaga, Chihuahua, México, 2018.

Melo *et al.* (2021), con base en un estudio donde se describen las abejas nativas en la Provincia Puna de la Región Andina, en la Reserva Nacional de Salinas y Aguada Blanca en Arequipa, Perú, colectaron 545 especímenes, diez géneros y 26 morfoespecies, agrupados en cuatro familias de abejas. La Familia Halictidae presento la mayor abundancia de individuos 475 (87.1%), seguida de Megachilidae con 43 individuos (7.7%), Colletidae con 21 individuos (3.8%) y Apidae con 6 individuos (1%). Respecto a las especies parasitas, se colecto una morfoespecie de *Sphecodes*, según Michener (2007) este género parasita en su mayoría a especies de la Familia Halictidae y también pueden atacar especies de la Familia Colletidae y Andrenidae.

En el Orden Lepidoptera, se encontró a la familia Noctuide con cuatro especies; *S. frugiperda* con dos picos de población máxima en el muestreo 8 y 13 correspondiente a la etapa vegetativa y floración; a *H. virescens* se encontró sólo en los primeros muestreos correspondientes a la etapa vegetativa, pero se observa que la población fue suprimida por las toxinas Cry no encontrándose posteriormente en el cultivo (Figura 9); en este caso, por ser un cultivo de algodón Bt teniendo incorporada una proteína que proviene de la bacteria *B. thuringiensis* que permite el control de larvas de lepidópteros; sin embargo, a pesar que hubo presencia de lepidópteros, la cantidad de especies encontradas no es significativa se puede decir que las toxinas Cry están actuando tanto en *S. frugiperda* como *H. virescens*.



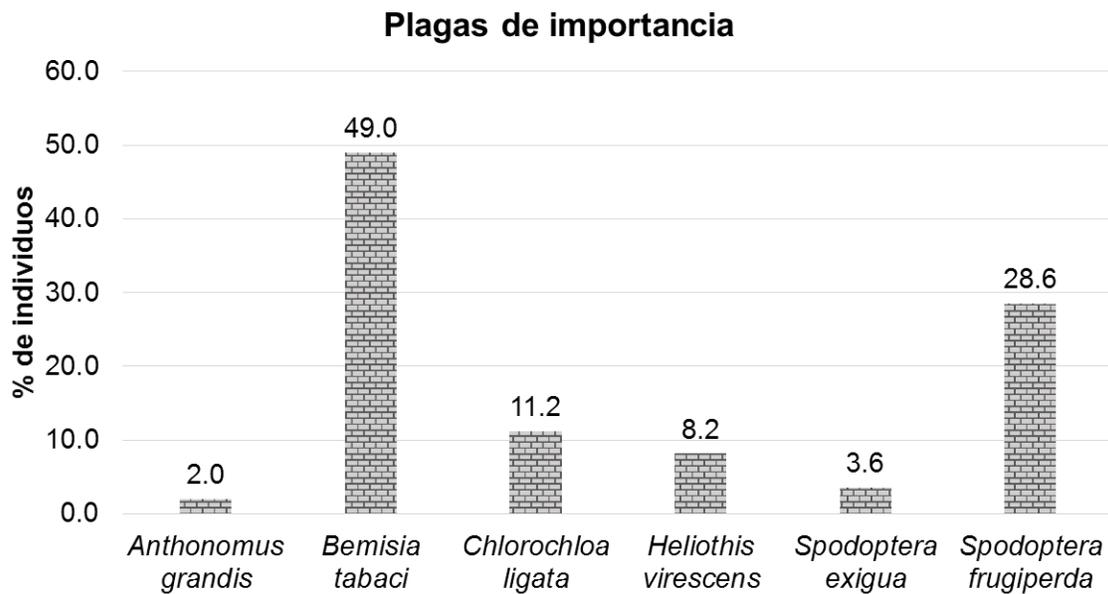
**Figura 9.** Fluctuación del número de individuos para la Familia Noctuide (Orden: Lepidoptera) en el cultivo de algodón en Ojinaga, Chihuahua, México, 2018.

A pesar de que algunos estudios indican que las proteínas Cry1, Cry2 y Cry9 son útiles para el control de lepidópteros (Silva *et al.*, 2015), en un estudio realizado por Rosales-Juárez (s/f) indican que las proteínas Cry9Aa y Cry1C no son efectivas para el control de *S. frugiperda*. Para el caso de ésta investigación las proteínas contenidas en la variedad FM1830 son las Cry1Ab y Cry2Ae por lo que resultan aún ser efectivas para controlar incluso a *S. frugiperda*, que es una especie que se considera dentro de las plagas blanco con parcial control por las toxinas Cry de Bt y solo la Cry1F, es la que muestra control total para esta especie (Zhao *et al.*, 2021).

Mediante algunos ensayos *in vivo* contra *Pseudaletia adultera*, se observó que solo unos pocos aislamientos nativos de *B. thuringiensis* poseen actividad insecticida ya sea provocando la mortalidad de las larvas o a través de su efecto sub-letal (González Pombo, 2018).

### 4.3. Efecto sobre plagas blanco y no blanco de la tecnología Bt

Dentro de los análisis, se contempló la condición de las plagas primarias por lo que, de las plagas de mayor importancia en el cultivo del algodón que se encontró en este estudio con mayor porcentaje fue *B. tabaci* con un 49% de representatividad (Figura 10).



**Figura 10.** Porcentaje de individuos de importancia en el cultivo de algodón en Ojinaga, Chihuahua, México, 2018.

El algodón posee toxinas específicas como Cry1Ac para lepidópteros, aunque en este caso para *S. frugiperda* (28.6%; Figura 10), existe variabilidad genética dentro de esta plaga blanco que hace que la efectividad de las toxinas sea parcial, mientras que para *H. virescens* (8.2%; Figura 10), el control es alto, ya que hay más especificidad (Zhao *et al.*, 2021). Los insectos fitófagos son la mayor amenaza a la producción de alimentos para consumo humano, y las larvas de lepidópteros se consideran los insectos más destructivos. Las larvas de lepidópteros que se encuentran en todo el mundo, atacan diferentes plantas cultivadas y silvestres, causando graves pérdidas económicas (Elleuch, Zghal *et al.*, 2014).

Otra de las plagas primarias en el cultivo del algodón es *A. grandis* (2.0%; Figura 10) que, aunque su porcentaje no fue tan alto, en el Estado de Chihuahua, existe reconocimiento como zona libre del picudo del algodón, por lo que estos resultados indican que la erradicación de la plaga no es total y se deben de seguir considerando los muestreos, para determinar los umbrales económicos que indiquen su condición y con ello evitar una reinfestación de esta plaga en la región de Ojinaga, Chihuahua.

En la región de La Laguna, en el Estado de Durango y Coahuila, considerada como un área altamente productiva de algodón, donde la producción promedia entre 1.700 y 2.000 Kg·ha, se pierde entre el 5 y el 20% de su rendimiento potencial debido al ataque de *A. grandis* y *Bemisia* spp., en particular, las mosquitas blancas pueden causar una pérdida de rendimiento hasta del 10% (Brookes & Barfoot 2017). Actualmente, los insectos chupadores *B. tabaci*, *Nezara viridula*, *Lygus* spp., y *Chlorochroa ligata* (Hemiptera) constituyen nuevos problemas de manejo de plagas, para los cuales los cultivares de algodón Bt no tienen efecto (Sánchez-Vega *et al.*, 2021).

## V. CONCLUSIONES

Dentro de la diversidad de entomofauna presente en el cultivo de algodón Bt se encontró alta abundancia de individuos no blanco en el municipio de Ojinaga, Chihuahua, los que se agruparon en ocho órdenes y 60 familias, destacando por mayor número de especies los órdenes Coleoptera, Hemiptera, Diptera e Hymenoptera.

Las familias Anthocoridae (Hemiptera), Anthicidae (Coleoptera) y Coccinellidae (Coleoptera) destacaron por presentar mayor abundancia en el número de individuos de insectos en todo el estudio.

En la clasificación de los insectos de acuerdo con su hábito funcional se encontró que en el algodón durante el periodo vegetativo alberga una amplia población de enemigos naturales de plagas blanco entre los que destacan los depredadores (55.94%) y parasitoides (2.23%), además de amplia presencia de insectos fitófagos (39.23%).

La fluctuación poblacional de insectos es más activa y diversa en las etapas vegetativa y floración, en esta última se concentra la mayor presencia de hemípteros, por lo que es la etapa crítica para el manejo de este grupo taxonómico, que alberga especies de importancia económica para el cultivo de algodón en región norte de Chihuahua.

## VI. LITERATURA CITADA

- Aboites-Aguilar, L. (2013). El norte entre algodones. Población, trabajo agrícola y optimismo en México, 1930-1970, México, El Colegio de México, 461 pp. *Región y Sociedad*, XXVII (62), 249-252. [Fecha de Consulta 24 de Mayo de 2020]. Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=10232778009>
- Arias, Graciela & Simonella Agustín. (2000). Material didáctico del Curso “Manejo Integrado de Plagas de Algodón”, (2da reimpresión) INTA-Procadis.
- Arpaia, S. (2010). Genetically Modified Plants and “Non-Target” Organisms: Analysing the Functioning of the Agro-ecosystem Collection of Biosafety Reviews 5: 12-80.
- Athey, Kacie J.; Ruberson, John R.; Olson, Dawn M.; Harwood, James D.; Biondi, Antonio (2019). *Predation on stink bugs (Hemiptera: Pentatomidae) in cotton and soybean agroecosystems. PLOS ONE*, 14(3), e0214325
- Bayer, (2017). Solicitud de permiso para la liberación al ambiente de algodón GlyTol® TwinLink® (GLT) en programa piloto en la región agrícola del sur de Tamaulipas, ciclo PV-2018. Disponible en [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/293562/Solicitud\\_GLT\\_Piloto\\_Tam\\_Sur\\_CP.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/293562/Solicitud_GLT_Piloto_Tam_Sur_CP.pdf); revisado el 27 de Febrero del 2020.
- Bedoya, A., Fernández, C. & Pérez, K.D. (2018). Diversidad de la entomofauna asociada a vegetación aledaña a cultivos de arroz, maíz y algodón. *Temas Agrarios*, 23(2): 107-120.
- Borror, D. J. & White, R. E. (1998). A field guide to insects: America north of Mexico 19. Houghton Mifflin Harcourt. 860:371-420.
- Boulter, D. (1993) Insect pest control by copying nature using genetically engineered crops. *Phytochemistry*. 34: 1453-1466
- Brookes, G. & P. Barfoot. (2017). GM crops: global socio-economic and environmental impacts 1996–2015. <http://biotechbenefits.croplife.org/paper/gm-crops-global-socio-economic-and-environmental-impacts-1996–2015/>.

- Buendía, J. M., Torres, S. P. M., Gaytán, I. F., Hernández, E., Leal, M. G. R. V., & Cruz, C. M. R. (2020). Ocurrencia de Plagas en Algodón spp. en Condiciones de Invernadero.
- Bulla L., Bechtel D., Kramer K., Shethna Y., Aronson A. & Fitz-James P. (1980). Ultrastructure, physiology, and biochemistry of *Bacillus thuringiensis*. *Critical Reviews in Microbiology* 8:147-204.
- Burbano-Figueroa, O., Montes-Mercado, S., Pastrana-Vargas, I. J., & Cadena-Torres, J. (2018). Introducción y desarrollo de variedades de algodón Upland en el sistema productivo colombiano: una revisión. *Ciencia y Agricultura*, 15(1), 29-44.
- CONABIO. (2008). Sistema de Información de Organismos Vivos Modificados (SIOVM). Proyecto GEF-CIBIOGEM de Bioseguridad. CONABIO, México.
- Conner, A. G. T. & Nap, P. (2003). The release of genetically modified crops into the environment. Part II. Overview of ecological risk assessment. *The Plant Journal*. 33:19-46.
- CSIRO. Division of Entomology. (1970). *The Insects of Australia; a textbook for students and research workers*. [Melbourne] : Melbourne University Press
- De León, P. O. (2017). Dinámica de Población de Diabroticas (Coleóptera: Chrysomelidae) en Maíz (*Zea mays* L.) Utilizando Trampas Amarillas Pegajosas en La Comarca Lagunera de Coahuila. (Tesis de Licenciatura). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. p 64.
- Departamento de Agricultura de Estados Unidos (USDA), (2019). Disponible en <https://www.eleconomista.com.mx/opinion/El-mercado-mundial-y-nacional-del-algodon-20190826-0063.html>; revisado el 10 de Diciembre del 2019.
- Downes, S., Mahon, R. J., Rossiter, L., Kauter, G., Leven, T., Fitt, G., & Baker, G. (2010). Adaptive management of pest resistance by *Helicoverpa* species (Noctuidae) in Australia to the Cry2Ab Bt toxin in Bollgard II® cotton. *Evolutionary Applications*. 3 (5-6): 574-584.

- Ebejer, M. J. (2021). The families Psilidae, Conopidae, Lauxaniidae, Sepsidae, Asteiidae, Odiiniidae, Xenasteiidae, Heleomyzidae, Chyromyidae, Nannodastiidae and Cryptochetidae (Diptera: Muscomorpha, Acalypratae) in the Maltese Islands. *Boletín de la SEA*, (68), 81-85
- Elleuch, J., R. Z. Zghal, *et al.*, (2014) "New *Baillus thuringiensis* toxin combinations for biological control of lepidopteran larvae" *International Journal of Biological Macromolecules* 65:148-154
- Equipo editorial de Wikifarmer.com. (2017, 27 agosto). *Polinización de las Plantas de Algodón*. Wikifarmer. <https://wikifarmer.com/es/polinizacion-de-las-plantas-de-algodon/#:%7E:text=Algunas%20plantas%20de%20algod%C3%B3n%20son,y%20producir%20fibra%20o%20semillas.>
- Espinoza, S. S., Serna, R. R., Saucedo, J. C. R., López, J. L. B., Martínez, P. A. D., & Martínez, M. F. (2019). Diversidad de insectos en especies vegetales cultivadas en otoño-invierno en el valle del guadiana, durango. *Agrofaz: publicación semestral de investigación científica*, 1(1), 56-67.
- Estruch, J.; Carozzi, N.; Desai, N.; Duck, N.; Warren, G. & Koziel, M., (1997). Transgenic plants: An emerging approach to pest control. *Nature Biotechnology*. 15: 137-141.
- Fernández, F. & Sharkey M. J. (2006). Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá D. C., 894 p.
- Financiera Rural (2011). Monografía de la semilla de algodón, Dirección General Adjunta de Planeación Estratégica y Análisis Sectorial Dirección Ejecutiva de Análisis Sectorial, México, agosto.
- García Olmedo, F., (1998). La tercera revolución verde. Plantas con luz propia. Editorial Debate S.A. Madrid. 209 pp.
- García, L.G., Vides Y.O., Herrera C.F., García K.P & Alvarez E.C (2017). Diversidad de artrópodos asociados al algodón Bt y convencional (*Gossypium hirsutum* L.) en Colombia. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 8(4): 905-918

- Gatehouse, J. (2008). Biotechnological prospects for engineering insect-resistant plants. *Plant Physiology*. 146:881-887.
- Gómez, A. C H (2020). Hymenoptera Presente en el Cultivo de Algodón Genéticamente Modificado en San Pedro de las Colonias, Coahuila, México (Tesis de Licenciatura). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. p 47.
- González Pombo, A. (2018). Aislamiento, caracterización y selección de cepas nativas de *Bacillus thuringiensis* para el control de lepidópteros plaga.
- González, N. J. (2019). Interacción de la Entomofauna Presente en el Cultivo de Algodón Genéticamente Modificado, Capturados en Trampas de Caída. (Tesis de Licenciatura). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. p 29.
- González, R. A. (2012). Efectividad Biológica de la Toxina Cry1Ac y Cry2Ab en la madurez del Algodón Genéticamente Modificado *Bt* Resistente a insectos. (Tesis de Licenciatura). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. p 37.
- González-Cabrera, Jaime. (2003). Producción de chinche nativa depredadora (*Orius tristicolor*) y la respuesta funcional de su f5 como agente de control biológico.
- Gotelli, N. J. & R. K. Colwell. (2001). Quantifying biodiversity: procedures and pitfalls in the measurement and comparison of species richness. *Ecology Letters* 4: 379-391 p.
- Grimaldo, G. R. (2019). Entomofauna Asociada a Cuatro Variedades DeltaPine de Algodón Genéticamente Modificado. (Tesis de Licenciatura). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. p 42.
- Hagler, J. R., Jackson, C. G., Isaacs, R. & Machtley, S. A. (2004). Comportamiento de búsqueda de alimento e interacciones de presas por parte de un gremio de depredadores en varias etapas de la vida de *Bemisia tabaci*. *Journal of insect science (en línea)*, 4, 1. <https://doi.org/10.1673/031.004.3101>
- Hernández, F. V. (2019.) Diversidad y Composición de Artrópodos Insectos Asociados a Variedades FiberMax de Algodón Genéticamente Modificado con las Toxinas Cry de *Bacillus thuringiensis*. (Tesis de Licenciatura). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. p 51.

- Hernández, J., A. (2012). Efectividad biológica del maíz genéticamente modificado para control de lepidópteros y su efecto sobre la diversidad de artrópodos no blanco. (Tesis de Maestría). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.
- Hernández-Trejo, A.; Osorio-Hernández, E.; López-Santillán, J. A.; Ríos-Velasco, C.; Varela-Fuentes, S. E. & 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.
- Khetan S. (2001). Bacterial Insecticide: *Bacillus thuringiensis*. En: Khetan editor. *Microbial Pest Control*, p.14.
- López M. J. e Ibarra J. (1996). Characterization of a novel Strain of *Bacillus thuringiensis*. *Applied and Environmental Microbiology* 62:1306-1310.
- Losey, J. E. & Vaughan M. (2006). The economic value of ecological services provided by insects. *BioScience*. 56: 311-323.
- Majka, C. G., & N. S. Bondrup. (2006). Parataxonomy: a test case using beetles. *Animal Biodiversity and Conservation* 29: 149-156.
- Margaría, C. (2012). Los enemigos naturales: I. Parasitoides. Su utilización en el manejo de plagas. Cátedra Zoología Agrícola, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales (UNLP), 8 páginas. [http://www.agro.unlp.edu.ar/sites/default/files/paginas/margaria\\_2012\\_enemigos\\_naturales.pdf](http://www.agro.unlp.edu.ar/sites/default/files/paginas/margaria_2012_enemigos_naturales.pdf)
- Márquez, H. C., Santana S, Ávila V., García J. L., Preciado P., & Moreno A. (2014). Entomofaunistic diversity in a transgenic cotton (*Gossypium hirsutum* L.) agroecosystem in Coahuila, México. *Southwestern Entomologist*. 39: 317-326.
- Martínez C., J. L. (2004). Evolucion del algodón transgénico en México. VII Congreso Internacional de en Ciencias Agrícolas. Universidad Autónoma de Baja California. Mexicali, Baja California.
- McAlpine, J. F.; Peterson, B. V.; Shewell, G. E.; Teskey, H. J.; Vockeroth, J. R. & Wood, D. M. (1981). *Manual of Nearctic Diptera*. 1(27): 684 p.

- Melo, Y. A. C., Benavides, M. L. A., & Tejeda, E. L. L. (2021). Abejas Altoandinas (Hymenoptera: Apoidea) en Arequipa, Perú. *Acta Biológica Colombiana*, 26(3).
- Michener, C. D. (2007). The bees of the world. 2nd ed. Baltimore: Johns Hopkins Univ. Press. p. 4-802.
- Moreno, C. E. (2001). Métodos para medir la biodiversidad. M&T – Manuales y Tesis SEA, vol. 1. Programa Iberoamericano de Ciencia y Tecnología para el Desarrollo. Oficina Regional de Ciencia y Tecnología para América Latina y el Caribe, UNESCO. GORFI (Ed.). Zaragoza.
- Munhammad, W., M. Javed, S. Saeed, A. K. Kassi, N. Iqbal, I. Ahmad. (2017). Evaluation of different insecticides against mango midges (Diptera: Cecidomyiidae). *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 5 (4): 1888-1890.
- NOM-026-FITO-1995. (2014). Norma Oficial Mexicana NOM-026-FITO-1995/2014, Por la que se establece el control de plagas del algodnero.
- Ofori, E. S. K., A. S. Appiah, W. Nunekeku, E. K. Quartey, M. Owusu-Ansah, & H. M. Amoatey. (2015). Relative abundance and diversity of insect species on nine genotypes of pepper (*Capsicum* spp.) grown under field conditions in Ghana. 5: 18-28.
- Park, S.J., H. Kwon, S. K. Park, & D. S. Park. (2013). Comparative Insect Faunas between Ganghwado and Six Others Islands of West Coastal in Incheon, Korea. *Journal of Asia-Pacific Biodiversity*, vol. 6, no. 2, pp. 197-219.
- Pérez J. Porto & Ana Gardey. Publicado: 2015. Actualizado: 2017. Definición de: Definición de agroecosistema (<https://definicion.de/agroecosistema/>)
- Rosales-Juárez, A., Aguilar-Medel, S., Mejía-Carranza, J., Alejandra, M., & de la Parra, B. Efecto de las Proteínas Cry1C Y Cry9Aa DE *Bacillus thuringiensis* Berliner 1915 EN *Spodoptera frugiperda* JE Smith 1797 (Lepidoptera: Noctuidae).
- SAGARPA-FAO (2014). Análisis de la cadena de valor en la producción de algodón en México, México.

- SAGARPA-SENASICA (2013). El cultivo del algodón en México, reflexiones sobre aspectos fitosanitarios, México.
- Sánchez M., T. (2008). Plantas transgenicas. Biotecnología y alimentación. Disponible en la página web: <http://www.uned.es/experto-biotecnologiaalimentos/TrabajosSelecc/TrinidadSanches.pdf>.
- Sánchez-Vega, M., Aguirre-Uribe, L. A., Flores-Dávila, M., Cerna-Chávez, E., Ochoa-Fuentes, Y. M., Hernández-Juárez, A., & Méndez-López, A. (2021). Diversity of Phytophagous Insects with Potential to Become Key Pests in Genetically Modified Bt Cotton. *Southwestern Entomologist*, 46(2), 317-330.
- Santana-Espinoza, V. Ávila-Rodríguez, G. Castañeda-Gaytan, E. De La Cruz-Lázaro, C. García-De La Peña, U. Romero-Méndez, & C. Márquez-Hernández, (2015). "Entomofauna Presente en Algodonero (*Gossypium hirsutum* L.) Genéticamente Modificado en Zonas Productoras de México," *Southwestern Entomologist* 40(1), 151-160.
- Sauka, D. H. & Benintende, G. B. (2008). *Bacillus thuringiensis*: generalidades. Un acercamiento a su empleo en el biocontrol de insectos lepidópteros que son plagas agrícolas. *Revista Argentina de Microbiología*, 40(2).
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera SIAP. (2018). Anuario Estadístico de la Producción Agrícola
- SHCP-FND (2014). Panorama del algodón, México, Dirección General Adjunta de Planeación Estratégica, Análisis Sectorial y Tecnologías de la Información.
- Silva, C. C. A. (2005). Algodón genéticamente modificado. AGRO-BIO. Primera edición. ISBN 958-33-8396-1. 49 p.
- Silva, M. C., Siqueira, H. A. A., Silva, L. M., Marques, E. J. & R. Barros. (2015). Cry proteins from *Bacillus thuringiensis* active against diamondback moth and fall armyworm. *Neotrop. Entomol.* 44: 392–401. DOI: 10.1007/s13744-015-0302-9
- Singh, O. V., Ghai, S., Paul, D., & Jain, R. K. (2006). Genetically modified crops: Success, safety assessment, and public concern. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 71(5), 598-607. <https://doi.org/10.1007/s00253-006-0449-8>

- Soberón, M., & Bravo, A. (2008). Las toxinas Cry de *Bacillus thuringiensis*: modo de acción y consecuencias de su aplicación. López-Munguía, A., Una Ventana Al Quehacer Científico, Instituto de Biotecnología de La UNAM, 25, 303–314.
- Solbrig, O.T. (1991). Biodiversity. Scientific Issues and Collaborative Research Proposals. MAB Digest 9, 77 pp. UNESCO, Paris,
- Strong, D., Lawton, H. & Southwood, R. (1984). Insects on plants. Community Patterns and Mechanisms. Blackwell Scientific Publications. 313 pp.
- Tabashnik B. E., Carriere Y. (2009). Resistencia de insectos a cultivos modificados genéticamente. En: Ferry N, Gatehouse AMR, editores. Impacto ambiental de cultivos modificados genéticamente. Reino Unido: MPG Books Group; 2009. págs. 74-100.
- Tabashnik, B. E, Y. B. Liu, D. C. Unnithan, Y. Carrière, T. J. Dennehy & S. Morin. (2004). Shared genetic basis of resistance to Bt toxin Cry1Ac in independent strains of pink bollworm. *Journal of Economic Entomology* 97 (3):721-726.
- Triplehorn, C. A & Johnson, N. F. (2005). Borror and DeLong's introduction to the study of insects. 7<sup>th</sup> edition. Thomson Brooks/ Cole, Belmont, California. 864 p.
- Vázquez-Moreno; L. (2012). Los insectos, los agricultores y el manejo de la finca. LEISA. *Revista de Agroecología* 28(1).
- Veramendi, T. & S. Lam. (2011). Guía Técnica: Manejo Integrado de plagas del algodónero. Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Wason, E. L., & S. C. Pennings. (2008). Grasshopper (Orthoptera: Tettigoniidae) species composition and size across latitude in Atlantic Coast salt marshes. *Estuar. Coast.* 31: 335-343.
- Whitehouse, M. E. A., L. J. Wilson, & G. P. Fitt. (2005). A Comparison of Arthropod Communities in Transgenic Bt and Conventional Cotton in Australia, *Environmental Entomology* 34: 1224-1241.
- Whitehouse, M. E. A., L. J. Wilson, A. P. Davies, D. Cross, P. Goldsmith, A. Thompson, S. Harden, & G. Baker. (2014). Target and Nontarget Effects of Novel "Triple-

Stacked” Bt-Transgenic Cotton 1: Canopy Arthropod Communities. *Environ. Entomol.* 43: 218-241.

Zhao, S., Jiang, D., Wang, F., Yang, Y., Tabashnik, B. E., & Wu, Y. (2021). Independent and Synergistic Effects of Knocking out Two ABC Transporter Genes on Resistance to *Bacillus thuringiensis* Toxins Cry1Ac and Cry1Fa in Diamondback Moth. *Toxins*, 13(1), 9.