

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA  
DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA



Interacción de la Entomofauna Presente en el Cultivo de Algodón Genéticamente Modificado, Capturados en Trampas de Caída.

Por:

**JOSUÉ GONZÁLEZ NAVARRO**

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

**INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO**

Saltillo, Coahuila, México.

Diciembre, 2019

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA  
DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

Interacción de la Entomofauna Presente en el Cultivo de Algodón Genéticamente Modificado, Capturados en Trampas de Caída.

Por:

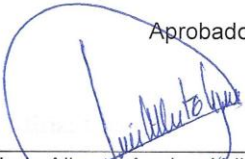
**JOSUÉ GONZÁLEZ NAVARRO**

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

**INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO**

Aprobado por el Comité de Asesoría.

  
Dr. Luis Alberto Aguirre Uribe  
Asesor Principal Interno

  
Dra. Miriam Sánchez Vega  
Asesor Principal Externo

  
Dr. Agustín Hernández Juárez  
Coasesor

  
Dr. Mariano Flores Dávila  
Coasesor

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



Saltillo, Coahuila, México.

Diciembre, 2019

## AGRADECIMIENTOS

Primeramente, le agradezco a **Dios** y a la **Virgen María** por haberme dado la vida, sabiduría, entendimiento y las fuerzas para poder concluir una etapa más en mi vida, por darme confianza en mí mismo, guíllarme por buenos caminos y nunca dejarme solo.

**A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro** mi **ALMA TERRA MATER**, por abrirme sus puertas y darme la oportunidad de cumplir mis sueños, es un orgullo y privilegio haberme formado profesionalmente en sus instalaciones.

**Al Departamento de Parasitología**, al personal que labora en el mismo y en especial a los maestros que me impartieron clases, por haberme compartido sus conocimientos ya que eso fue importante para mi superación y formación académica.

A la **Dra. Miriam Sánchez Vega** por ser una excelente profesora y asesora, por darme la oportunidad de participar en este proyecto de tesis y brindarme su confianza, por su paciencia, consejos y tiempo dedicado en transmitirme sus conocimientos.

A los miembros del jurado por tomarse el tiempo de leer el presente trabajo y por los acertados comentarios hechos al respecto: **Dr. Luis Alberto Aguirre Uribe**, **Dr. Agustín Hernández Juárez**, **Dr. Mariano Flores Dávila**.

## DEDICATORIA

### **A mis Padres**

**César González Moreno y Eneidi Navarro Bartolón:** Este logro se los dedico a ustedes que nunca dejaron de creer en mí y siempre estuvieron al pendiente en todo momento dándome su amor incondicional y esas palabras de aliento que me ayudaban a seguir adelante, agradezco infinitamente todo el sacrificio que hicieron para poder hacer que este sueño se cumpla, gracias por enseñarme a ser un hombre con valores y saber que todo sacrificio al final tiene su recompensa. Es un gran privilegio y estoy agradecido con la vida de tenerlos como padres y espero nunca defraudarlos. Los quiero.

### **A mi Hermano**

**Jared González Navarro:** Este trabajo igual es por ti, por tu cariño y por llenarme de alegrías con tus ocurrencias, por ser una motivación en todo esto. Este pequeño logro te lo dedico a ti para que te motives y puedas lograr cosas mejores que yo. Te quiero hermano.

### **A mi Novia**

**María Concepción Tirado Reyna:** Por todo el amor que me tienes, por escucharme cuando más lo necesitaba, gracias por todo el apoyo que me has brindado, por esos consejos y críticas que me ayudaron a crecer y ser una mejor persona. Agradezco toda la paciencia que me has tenido durante estos años. Gracias por estar conmigo en las buenas y en las malas. Eres una parte fundamental en todo esto que estoy logrando, Te amo.

### **A mis Tías(o):**

**Rosaura Navarro Bartolón, María Rusbi Navarro Bartolón, Enelida Navarro Bartolón, Daniel Navarro Bartolón, Isaías González Morero, Rey David González moreno, Manolo González Moreno, Anahí González Moreno:** Por todo el ánimo, así como sus buenos deseos que me brindaron al iniciar esta etapa en mi vida, por estar siempre apoyándome en todo el proceso de mi preparación profesional. Gracias por hacerme saber que nunca estaba solo y saber que siempre tenía el apoyo de ustedes.

### **A mis Primos:**

**Alarit Ali González Veliz, Jesús Hernández Navarro:** Por esos consejos que en algún momento me brindaron, los cuales me servían para seguir adelante y no dejar de luchar por este sueño. Gracias por apoyarme de una u otra manera.

### **A mis Amigos de Generación:**

Por todas las buenas y malas experiencias vividas durante nuestra estancia en esta universidad, por esos ánimos que nos dábamos para seguir adelante hasta llegar a cumplir nuestra meta. Les deseo éxito en todo lo que se propongan ánimo.

### **A Yohanee Medina Uriarte:**

Por su valiosa amistad y las buenas vibras. Por motivarme a cumplir todas mis metas. Éxito tu igual puedes lograrlo.

# INDICE GENERAL

AGRADECIMIENTOS.....	iv
DEDICATORIA.....	vi
INDICE GENERAL.....	viii
INDICE DE CUADROS.....	x
INDICE DE FIGURAS.....	xi
RESUMEN.....	xii
I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1    Objetivos.....	2
1.1.1.    Objetivo general.....	2
1.1.2.    Objetivos específicos.....	2
1.2    Hipótesis.....	2
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1.    Descripción del Algodón ( <i>Gossypium hirsutum</i> L.).....	3
2.1.1 Origen.....	3
2.1.2. Importancia económica del cultivo del algodón.....	3
2.2.    Cultivos Genéticamente Modificados.....	5
2.3. <i>Bacillus thuringiensis</i> .....	6
2.3.1 Modo de acción de <i>Bacillus thuringiensis</i> .....	8
2.3.2. Importancia de <i>Bacillus thuringiensis</i> .....	10
2.4.    Cultivos <i>Bt</i> .....	11
2.5.    Descripción de híbridos de algodón GM.....	12
2.6.    Efecto de los cultivos GM en la biodiversidad.....	14
2.7.    Artrópodos en cultivos <i>Bt</i> .....	15
2.8.    Uso de refugios para la producción de algodón <i>Bt</i> .....	16
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	18
3.1.    Localización del experimento.....	18
3.2.    Diseño experimental.....	18
3.3.    Muestreo.....	19
3.4.    Conservación e identificación de Insectos capturados en trampas de caída.....	20
3.5.    Variables a evaluar y análisis estadístico.....	21

IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	22
4.1.	Parámetros de diversidad de Insectos capturados en trampas de caída .....	22
4.2.	Insectos presentes en los híbridos de algodón .....	25
4.3.	Riqueza específica por taxones en los híbridos de algodón GM .....	27
4.4.	Análisis de la diversidad a nivel Orden .....	28
V.	CONCLUSIONES .....	29
VI.	LITERATURA CONSULTADA .....	30

## INDICE DE CUADROS

<b>Cuadro 1.</b> Composición de artrópodos, colectados en el estrato inferior del cultivo de algodón GM. San Pedro de las Colonias, Coahuila, México, 2018.....	22
<b>Cuadro 2.</b> Abundancia y promedio de artrópodos colectados en siete híbridos de algodón FiberMax y DeltaPine en tres muestreos, durante el ciclo P-V 2018, San Pedro de las Colonias, Coahuila, México.....	26
<b>Cuadro 3.</b> Comparación de la biodiversidad en los taxones, identificados en los híbridos de algodón DeltaPine y FiberMax. San Pedro, Coahuila, México, 2018.....	27
<b>Cuadro 4.</b> Análisis de varianza, por la prueba de Kruskal-Wallis, para los órdenes identificados en el cultivo de algodón GM. San Pedro, Coahuila, México, 2018.....	28



## INDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Mecanismo de acción de <i>Bacillus thuringiensis</i> .....	9
<b>Figura 2.</b> Localización de experimento. “Rancho el Rincón del Buitre”, San Pedro, Coahuila, México, 2018. ....	18
<b>Figura 3.</b> Diseño de trampa pitfall o de caída, para el monitoreo de artrópodos San Pedro, Coahuila, México, 2018. ....	20

## RESUMEN

El uso de organismos genéticamente modificados (OMG) ha generado grandes expectativas en el desarrollo de agrocultivos. Sin embargo, se originan incertidumbres sobre efectos causales sobre la artropofauna benéfica asociada al cultivo de algodón. A nivel mundial los estudios de diversidad entomofaunística en agroecosistemas van en aumento, en especial los asociados a cultivos genéticamente modificados. No obstante, en México se carece de dichas evaluaciones en la mayoría de los estados productores, es por eso que en el presente trabajo se evaluó la interacción de la entomofauna asociada en siete híbridos de cultivo de algodón con la finalidad de conocer el híbrido con mayor afinidad a especies insectiles. El estudio se realizó en el rancho “El rincón del Buitre” perteneciente a la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN), ubicado en el municipio de San Pedro de las Colonias, dentro de las zonas productoras de algodón más importante del país. Se establecieron seis variedades de algodón GM (algodón Bt) y un testigo (algodón no Bt) como tratamientos, con tres surcos por tratamiento y en el surco central se colectaron las muestras de insectos. Se colectó un total de 2 225 insectos dentro de ocho órdenes, 59 familias y un total de 93 géneros. Los órdenes con mayor presencia de individuos (n) fueron Coleoptera (n= 698), Hymenoptera (n= 698), Hemiptera (n= 615) y Diptera (n= 184). Los géneros con mayor abundancia (>50 individuos) fueron *Pogonomyrmex*, *Anthicus*, *Geocoris*, *Orius*, *Aphis*, *Lygus*, *Hippodamia*, *Platystethus*, *Ataenius*. Los híbridos que presentaron mayor número de individuos fueron DP1321 (n= 394) y FM2334 (n= 344); y el híbrido DP1558 (n= 225) fue el que tuvo menor presencia insectil. El que híbrido con mayor diversidad en cuanto a órdenes fue el DP1441 (testigo) con siete órdenes. Los datos obtenidos en esta investigación coincidieron con la diversidad de entomofauna reportada por diversos autores donde al comparar la diversidad de artrópodos asociados a cultivos de algodón y cultivo convencional indican que Coleoptera, Diptera y Hemiptera son los órdenes que presentan mayor diversidad.

**Palabras clave:** Agrocultivos, entomofauna, algodón *Bt*, diversidad de especies, toxinas Cry de *Bt*.

## I. INTRODUCCIÓN

El algodón es una de las fuentes naturales más importante de fibra, aceite y las semillas para la alimentación del ganado. Todo el algodón producido en el mundo se obtiene de cuatro especies domesticadas del género *Gossypium* de la familia de Malvaceae (Cronquist y Takhtadzhian, 1981; Fryxell, 1992; Percival *et al.*, 1999).

Generalmente en México se han dedicado las mejores tierras al cultivo del algodnero, aplicando diferentes niveles de tecnología. En 1998 se comercializó la primera variedad de algodón con base en *Bacillus thuringiensis* (Bt) en el país; esta tecnología reduce significamente las aplicaciones de insecticidas y aumenta indirectamente los rendimientos. El algodón Bt provee resistencia genética al complejo de gusanos belloteros, oruga de la hoja del algodnero y gusano rosado (QAIM y CAP, 2002).

La tecnología Bt con el cultivo de algodón lleva más de 20 años establecida en las zonas productoras y ha sido el cultivo genéticamente modificado (GM) más sembrado en México, por lo tanto la presión de selección es alta hacia las plagas principalmente de lepidópteros; este cultivo ha cumplido con todos los requisitos y ha pasado por las diferentes etapas regulatorias, tanto las instituciones de investigación como las empresas de biotecnología han generado información científica y técnica sobre el cultivo de algodón transgénico en México. El algodón Bt es una herramienta ampliamente aceptada para los productores de algodón y ha demostrado ser eficiente para el control de las plagas de lepidópteros, pero a la fecha no se conocen bien los efectos sobre la entomofauna que interacciona en el cultivo y los efectos que pueda tener las toxinas Cry de Bt, en las poblaciones de insectos presentes en la zona donde se produce el algodón (CIBIOGEM, 2018). Con base en el contexto anterior, en la presente investigación se monitoreo la entomofauna rastrera presente en siete híbridos de algodón Genéticamente Modificado (GM) y la relación que existe entre las poblaciones insectiles dentro de

los mismos materiales de algodón, con la finalidad de identificar si existen diferencias en el número de individuos y/o afinidad de alguna especie a cierto híbrido de algodón.

## **1.1 Objetivos**

### **1.1.1. Objetivo general**

- Monitorear la entomofauna rastrera en siete híbridos de algodón GM y determinar si existe afinidad o efecto de las toxinas Cry de Bt, sobre las poblaciones insectiles, presentes en el cultivo.

### **1.1.2. Objetivos específicos**

- Identificar a nivel Genero la entomofauna presente en siete híbridos del cultivo de algodón GM.
- Determinar la abundancia de los insectos presentes en el estrato inferior del cultivo de algodón GM.
- Establecer la relación entre las poblaciones de insectos dentro de cada híbrido de algodón GM.

## **1.2 Hipótesis**

Comprobar que al menos en un híbrido del cultivo del algodón GM tiene más afinidad por las especies insectiles presentes como entomofauna rastrera y comparten al menos una población de insectos, entre los diferentes híbridos de algodón GM.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. Descripción del Algodón (*Gossypium hirsutum* L.)

#### 2.1.1 Origen

El algodón es la planta textil de fibra suave más importante del mundo y su cultivo es de los más antiguos. La palabra algodón significa un tejido fino. El algodón fue el primer textil en la India. Los primeros escritos del algodón son textos hindúes, himnos que datan de 1 500 años A.C. y libros religiosos de 800 años A.C. Algunos fragmentos de tejido de algodón encontrados en la costa peruana datan de 3 000 años A.C. y se consideran los vestigios más antiguos reportados sobre esta fibra. Los árabes propagaron el algodón en los países mediterráneos y ese fue el origen de la industria del algodón en otras regiones del mundo (SAGARPA, 2017).

Las diferentes especies de algodón son originadas de América tropical, Asia y África. Sin embargo, se ha establecido que *Gossypium hirsutum* L. (Malvaceae) es originario de América Central y del sur de México y que *G. barbadense* L. procede de los valles fértiles del Perú. De la India y Arabia son originarias las especies *G. arboreum* L. y *G. herbaceum* L. (SAGARPA, 2017).

#### 2.1.2. Importancia económica del cultivo del algodón

El algodón es el cultivo no alimentario más importante en el mundo. Su cadena de valor representa negocios por más de 13 000 millones de pesos por año, se cultiva principalmente por su fibra, que se utiliza como materia prima de productos textiles, subproductos de impacto en industrias como la de nutrición animal y la de producción de papel, cuyos productos son de alto interés para la población e importantes en la economía mundial. Además, el cultivo del algodón es intensivo en

mano de obra y es uno de los mayores generadores de empleo en el campo. (SAGARPA, 2017).

El algodón es cultivado en más de 100 países y son más de 150 los países que exportan o importan algodón. Los seis países con mayor consumo, figuran también entre los siete mayores productores. China e India tienen consumo mundial del 54.1%, le siguen Pakistán (9.6%), Turquía (5.8%), Brasil (3.4%) y EU (3.3%), que junto con los dos primeros representan alrededor del 80% del consumo mundial de fibra de algodón (Solleiro-Rebolledo y Mejía-Chávez, 2016).

El algodón tiene un gran impacto en la agroindustria. México fue el decimotercer productor mundial con un volumen de 487 914 toneladas en 2016 y la producción de este cultivo satisface 80% los requerimientos nacionales. En el comercio mundial, las transacciones de fibra se han incrementado, especialmente en países como Estados Unidos, España y Arabia Saudita, que se ubica entre los 10 principales importadores de este cultivo. Actualmente, México cubre 0.74% del total de las importaciones de Estados Unidos (Narváez *et al.*, 2017).

Se estima que la producción mundial de algodón para la temporada 2018/19 será de 26.12 millones de toneladas, cifra inferior a los 26.75 millones de toneladas de la temporada precedente, debido a la reducción en la superficie de siembra, la disponibilidad de agua y las mejoras limitadas en los rendimientos (Etchevehere *et al.*, 2018).

De acuerdo al Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP) se dio a conocer la producción de algodón para el año 2017 donde destacan como principales productores los estados de: Chihuahua (68.9%), Baja California (15.6%), Coahuila (8.6%), Sonora (3.1%), Durango (2.2%), Tamaulipas (1.4%) y Sinaloa (0.1%), entre las tres primeras entidades suman el 93.2% de la producción total de

algodón en el país y contribuyen con el 92.9% del valor de la producción (Etchevehere *et al.*, 2018).

Coahuila ocupa el tercer lugar a nivel nacional, con un 8.6% del total a nivel nacional, tiene una superficie sembrada de 18 993.20 hectáreas, con una producción de 57 160.20 toneladas, con un valor de la producción de 514 409.80 miles de pesos (SIAP, 2017).

Sin embargo, la superficie sembrada con algodón transgénico en México ha fluctuado, dependiendo de los precios internacionales de la fibra, los costos de los insumos y las plagas, malezas y enfermedades prevalentes. Las principales áreas de producción de algodón se encuentran en la región norte del país. Esta región tiene un clima árido y los productores utilizan sistemas de riego. Estas áreas de la producción de algodón no están muy cerca de áreas que contienen parientes silvestres del algodón, como lo establece la ley mexicana (CIBIOGEM, 2018).

La superficie nacional destinada para la producción de algodón ascendió a 133 755 ha, de las que se cosechó el 99% con una producción total del 593.439 ton (4.45 ton ha<sup>-1</sup>) y con un valor de producción poco más a 6 mil MDP (SNICS, 2017).

## **2.2. Cultivos Genéticamente Modificados**

Los organismos modificados genéticamente (OGM) han hecho su aparición en la agricultura comercial hace más de diez años. Desde entonces la superficie sembrada con cultivos transgénicos ha ido aumentando progresivamente hasta alcanzar 181 millones de hectáreas en todo el mundo en 2014. El número de países que siembra semillas modificadas genéticamente es muy reducido, ya que cerca del 99% de la producción transgénica se realiza en cinco países y solamente otros 13 tienen alguna experiencia con cultivos transgénicos. Los cultivos con modificación



genética sembrados actualmente a gran escala son soya, maíz, algodón y colza. Dos propiedades los caracterizan: la tolerancia a un herbicida y/o la producción por la planta de una toxina para el control de las plagas (ISAAA, 2015).

Desde hace más de 20 años, la ingeniería genética, también llamada tecnología del ADN recombinante, se está aplicando para obtener plantas de algodón GM, resistentes a insectos y tolerantes a herbicidas además existe aún un gran potencial para introducir otras características deseables en la planta. Esta tecnología es considerada como un instrumento alternativo para modificar y mejorar los cultivos, particularmente en el caso del algodón donde las pérdidas por insectos y malezas son altamente significativas. El alto costo del control químico de los insectos y las malezas, justifica el empleo de esta tecnología, no solo para reducir el costo de producción, sino también el deterioro del medio ambiente (Silva, 2005).

La superficie agrícola total dedicada a cultivos GM se concentra en cuatro productos: soya, maíz, algodón y canola, también hay superficies reducidas en las que se producen papas y papayas, productos a los que se les han añadido genes para demorar su maduración y resistir a virus (Louise, 2001).

### **2.3. *Bacillus thuringiensis***

El microorganismo *Bacillus thuringiensis* Berliner (Bacillales: Bacillaceae) es el entomopatógeno más conocido, estudiado y extensamente utilizado como agente de control microbiano con más del 90% del mercado de bioinsecticidas (Glare y O'Callaghan, 2000). Es una bacteria del suelo Gram-positiva, aerobio estricto, con flagelación peritrica, que mide de 3 a 5  $\mu\text{m}$  de largo por 1.0 a 1,2  $\mu\text{m}$  de ancho y presenta una distribución cosmopolita (Sauka y Benintende, 2008).

Presenta durante su ciclo de vida dos fases principales: crecimiento vegetativo donde las bacterias se duplican por bipartición, y esporulación, un proceso de diferenciación de bacteria a espora. 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, telarañas, etc. A *Bt* se le caracteriza por producir un cuerpo de inclusión generalmente paraesporal conocido como cristal durante su fase de esporulación; el cual es de naturaleza proteica y tiene propiedades insecticidas altamente específica y de bajo impacto al medio ambiente (Bravo y Soberón, 2008).

Pertenece al Reino Eubacteria, Phylum Firmicutes, Clase Bacilli, Orden Bacillales, Familia Bacillaceae, Genero *Bacillus*, Especie *thuringiensis*; nombre binomial *Bacillus thuringiensis* Berliner 1915 (NCBI, 2011).

Son organismos formadores de una endoespora, está dentro del grupo I del género, que es donde se encuentran aquellas especies con espora elipsoidal que no provocan hinchamiento del perfil bacilar. La principal diferencia de *B. thuringiensis* con respecto a otros Bacilos relacionados es la formación durante la fase de esporulación, de uno o más cuerpos cristalinos de naturaleza proteica adyacentes a la espora. El cristal presenta una gran diversidad de formas geométricas dependiendo de la proteína que lo constituya, encontrándose cristales bpirámidales, cúbicos, romboidales, esféricos, rectangulares, triangulares e irregulares, y con tamaños variados, producidos en grandes cantidades (Iriarte y Caballero, 2001).

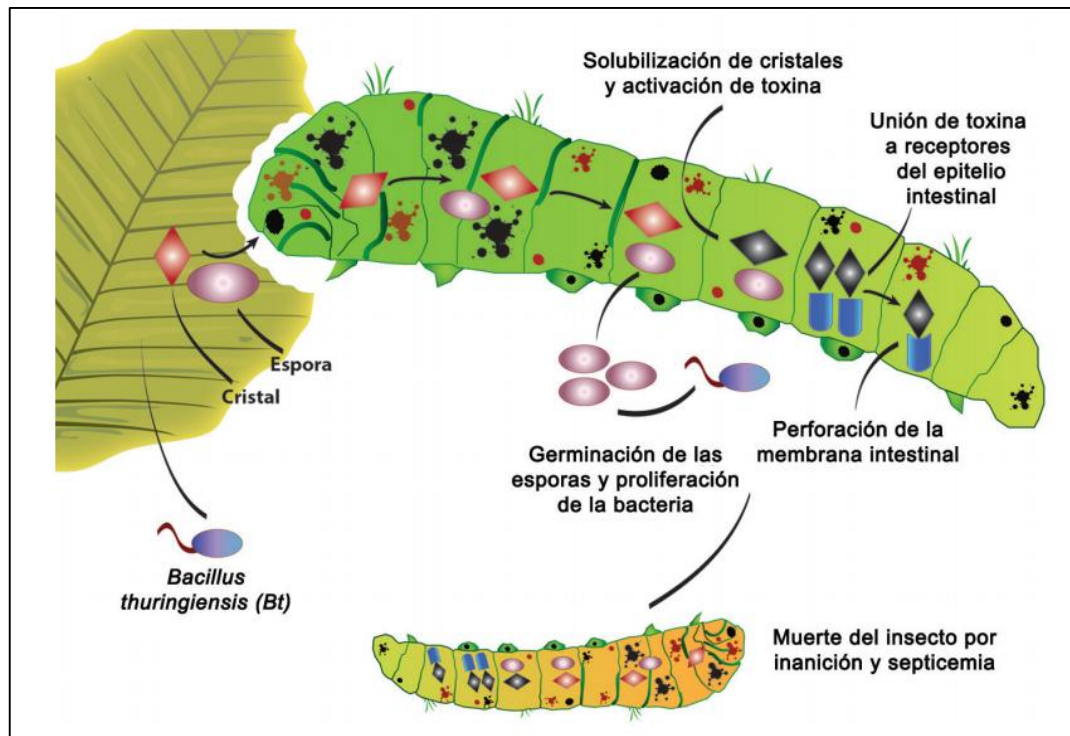
El mayor éxito en el control microbiano de insectos se ha conseguido mediante esta bacteria. La endotoxina que produce, puede afectar a numerosos insectos-plaga. Hay cepas específicas de algunos grupos importantes de plagas; por ejemplo, *Bt tenebrionis* específica de Coleopteros, *Bt israeliensis* específica de dípteros y la más usada es *Bt kurstaki* específica de lepidópteros. Además, existen diferentes clases

de toxinas (Cry, Cyt o Vip), que se han clasificado en función del tipo de insecto que controlan, de tal forma que existen toxinas contra lepidópteros (mariposas), coleópteros (escarabajos), dípteros (mosquitos), himenópteros (hormigas), ácaros, nematodos, gusanos planos y protozoarios (Rubio y Fereres, 2005).

### **2.3.1 Modo de acción de *Bacillus thuringiensis***

El mecanismo de acción de las proteínas Cry de *B. thuringiensis* se activan cuando las larvas susceptibles ingieren el complejo espora-cristal. La proteína cristalina es altamente insoluble en condiciones neutras y se solubiliza en el ambiente alcalino de pH alto (9.5) del mesenterón (intestino medio) del insecto, una vez disueltas las proteínas del cristal (protoxinas) sufren proteólisis por enzimas (proteasas) presentes en el intestino del insecto, una vez solubilizada; la protoxina se rompe para producir una toxina activa resistente a la proteasa y que comprende la región N-terminal. Esta es la toxina activada llamada  $\delta$ -endotoxina la cual adquiere una conformación tridimensional que le confiere gran especificidad para acoplarse a un componente glicoproteico de la membrana de las células epiteliales comúnmente llamado "receptor", por lo que las proteínas Cry se adhieren al epitelio intestinal del insecto de forma cooperativa (Ibarra, 2007). La unión de la toxina Cry a los receptores (cadherina) del intestino medio tiene como resultado una oligomerización de la toxina (Rausell *et al.*, 2004) para posteriormente unirse al receptor aminopeptidasa y la inserción de la toxina en la membrana apical crea canales iónicos o poros líticos de esta manera que las proteínas forman un anillo, creando un poro en el intestino y propicia un desequilibrio de iones resultando en la pérdida de iones  $K^+$  alterando la presión osmótica de las células epiteliales que revisten el intestino medio una vez que las toxinas se insertan a la membrana, seguidos de agua, el exceso de agua en el citoplasma de las células epiteliales provoca una distensión excesiva de los organelos membranosos y de la propia célula en su totalidad, hasta que ésta estalla (Soberón y Bravo, 2007).

Unas pocas células dañadas podrían ser reemplazadas rápidamente por otras nuevas sin que ocurran consecuencias fatales; sin embargo, cantidades suficientes de  $\delta$ -endotoxina normalmente destruyen amplias áreas del epitelio, las cuales se manifiestan en huecos por donde pasa el contenido altamente alcalino del mesenterón o intestino hacia la hemolinfa (que presenta un pH casi neutro) y la hemolinfa hacia el lumen del mesenterón. Estos dos fenómenos traen consigo dos consecuencias dañinas para el insecto, hay un desbalance de iones y la parálisis del sistema digestivo, causando un daño irreversible. Por un lado, el pH estomacal baja por compensación al aumentar el pH de la hemolinfa y la conducción nerviosa cesa. Esto implica que cesa la ingesta, el sistema digestivo se paraliza, parálisis total, diarrea, la larva se vuelve flácida, las células epiteliales se lisan y se detiene el daño a la planta atacada y finalmente el insecto muere en pocos días por el cambio brusco de pH en su hemolinfa y por una infección generalizada al reproducirse la bacteria Bt y otras bacterias de su flora intestinal, muerte por septicemia e inanición (Fig. 1; Soberón y Bravo, 2007).



**Figura 1.** Mecanismo de acción de *Bacillus thuringiensis*.

### 2.3.2. Importancia de *Bacillus thuringiensis*

La bacteria *B. thuringiensis* es el insecticida biológico más utilizado comercialmente, y tradicionalmente se ha ocupado para el control de insectos plaga en la agricultura. Una característica importante de las proteínas Cry producidas por *Bt* es que son altamente específicas hacia los insectos objetivo e inocuos a mamíferos, vertebrados, plantas e inclusive otros insectos benéficos (depredadores y parasitoides) y polinizadores como las abejas (Soberón y Bravo, 2007). Sin embargo, la supervivencia o persistencia de las endosporas y su patogenicidad entre los cultivos es afectada por factores abióticos como la radiación solar, la temperatura de las hojas y el déficit de presión de vapor (Leong *et al.*, 1980), además las esporas de *B. thuringiensis* pueden sobrevivir por algunos años, aunque la población y la toxicidad declina rápidamente, se ha observado que la presencia y actividad se mantiene hasta por tres años en suelos estériles, mientras que en suelos no estériles se pierde hasta el 50% de actividad en los primeros siete días (Schnepf *et al.*, 1998) y las  $\delta$ -endotoxinas pueden sobrevivir en la mayoría de los tipos de suelos, sin embargo; en suelos con un pH de 4.8 estas no se desarrollan (Joung y Côté, 2000).

Los genes de la producción de toxinas de estas bacterias se han utilizado en la transformación genética y desarrollo de plantas transgénicas que producen toxinas Cry (cristal) que le confieren resistencia al ataque de insectos plaga, sin mostrar toxicidad hacia otros integrantes del ecosistema, con el objetivo de que la planta una vez transformada con el gen de la toxina exprese cantidad constante de ésta, que; comparada con la aplicación de plaguicidas y de productos derivados de *B. thuringiensis* no está sujeta al momento de la aplicación, el lavado del producto por precipitación y la inactivación por exposición a la luz solar, otra ventaja es que está constituida por la presencia de proteínas Cry en partes de la planta donde los plaguicidas químicos y biológicos no son capaces de llegar, otorgando así un control más efectivo (Permingeat y Margarit, 2005).

## 2.4. Cultivos *Bt*

El desarrollo de plantas resistentes a insectos a través de la transferencia del gene que produce la toxina *Bt*, es un procedimiento bien establecido en la actualidad. Una cepa de *Bt* que es activa contra el insecto objetivo se identifica y se aísla en el gene que produce la proteína. En algunos materiales genéticos de algodón *Bt*, el inserto permite, además, por un sencillo método calorimétrico, identificar en campo las plantas transformadas “gene check” (Chauvet, 2000).

La resistencia de un cultivo al ataque de insectos ha sido uno de los principales objetivos en mejoramiento genético de plantas desde hace muchos años. En el caso de métodos clásicos de mejoramiento genético se presentan problemas por la lentitud y lo impredecible del proceso. Este tipo de problemas se puede resolver utilizando herramientas de la biotecnología de plantas. La resistencia al ataque de insectos inducida a través de *Bt* es una de las primeras aplicaciones de esta tecnología y es comercializada en el mundo (Chauvet, 2000).

Las plantas genéticamente modificadas que expresan la proteína insecticida de *Bt* se usan comercialmente desde 1996 y parten del principio de que el gen aislado de la bacteria puede expresarse en la planta en los niveles adecuados como para controlar a su insecto blanco. A pesar de esta aseveración, es importante considerar pruebas experimentales para comprobar la capacidad de las plantas de controlar insectos en áreas agrícolas antes de ser utilizados comercialmente, sobre todo en aquellas áreas donde el uso indiscriminado de insecticidas químicos ha retado a las poblaciones plaga, generando insectos con diversos mecanismos de resistencia, que pueden incidir en una posible resistencia a insecticidas proteicos como el de *Bt*. Es importante destacar que las proteínas *Cry* son muy específicas para determinadas especies de insectos, siendo completamente inocuas para otros animales, incluyendo el humano, debido a que el estómago es ácido (contrario al

pH alcalino del insecto), lo que causa la ruptura de la proteína Bt en numerosos sitios y la inactiva irreversiblemente (Gutiérrez *et al.*, 2015).

## **2.5. Descripción de híbridos de algodón GM**

El algodón Bollgard, desarrollado por Monsanto y ensayado en campo desde 1992, produce una proteína para el control de insectos (Cry1Ac) derivada de la bacteria *Bacillus thuringiensis* subsp. *kurstaki* (Btk), presente naturalmente en el suelo. La producción de la proteína Cry1Ac en la planta de algodón otorga una protección eficaz, durante toda la campaña, contra plagas claves de insectos lepidópteros para este cultivo (Wilson *et al.*, 1994; Betz *et al.*, 2000).

Los beneficios directos del algodón Bollgard son el menor uso de insecticidas para protección del cultivo, un control de las orugas de las cápsulas más eficaz y en consecuencia una mejora del rendimiento, una reducción en los costes de producción y en los riesgos del cultivo, teniendo todo ello como resultado una mejora de la rentabilidad para los productores de algodón (; Betz *et al.*, 2000; Edge *et al.*, 2001; ISAAA, 2002).

Las variedades de algodón Bollgard II combinan la expresión de las proteínas insecticidas Cry1Ac y Cry2Ab de la bacteria *B. thuringiensis* subespecie *kurstaki*, las cuales son altamente específicas para el control de larvas de algunas especies de insectos lepidópteros de importancia económica en el cultivo del algodón (Carpenter y Gianessi, 2001). Estas dos proteínas insecticidas amplían el nivel y espectro de control de plagas y reduce la probabilidad de desarrollo de resistencia en los insectos blanco, debido a que estas dos proteínas poseen un modo de acción similar, pero interactúan con diferentes sitios receptores en el intestino de los insectos, permitiendo así contar con dos líneas de protección frente al ataque de insectos plaga. La expresión de más de una proteína Bt en la misma planta es

efectiva para reducir la probabilidad de seleccionar individuos resistentes en las poblaciones de los insectos (Carpenter y Gianessi, 2001).

**FM 2007GLT:** Desarrollado específicamente para el duro entorno de cultivo del sur de Texas, ofrece un excelente rendimiento y potencial de calidad de fibra. Con una excelente eficiencia en el uso del agua y tolerancia a las tormentas, esta variedad se desarrolló para prosperar bajo presión (BASF, 2019).

**FM 2334GLT:** Es una variedad de alto rendimiento que los productores de tierras secas pueden observar que funciona bajo presión de la enfermedad, es resistente a lepidópteros (BASF, 2019).

**FM 1830GLT:** Es reconocido por los productores por su alto rendimiento constante en llanuras altas y onduladas del suroeste. Un excelente paquete de enfermedades ofrece muy buena tolerancia al marchitamiento por *Verticillium* y resistencia al tizón bacteriano y resistente a lepidópteros (BASF, 2019).

**DP 1321 B2RF:** Es una variedad que tiene un alto potencial de rendimiento en condiciones de suelos fértiles y agricultura intensiva, permite cosechas limpias, tiene muy buena adaptación a los diferentes ambientes agroclimáticos de las zonas aldoneras de México. Es una variedad de ciclo precoz (Cotton Forming, 2019).

**DP0912 B2RF:** Es una variedad con excelente vigor vegetativo, con un crecimiento inicial fuerte y buena tolerancia al calor. Muy buena respuesta a reguladores de crecimiento. Estabilidad y consistencia a través de diferentes tipos de suelo y condiciones de riego ilimitado (Cotton Forming, 2019).



**DP 1558 NR B2RF:** Variedad de temporada completa con resistencia a los nematodos del nudo de la raíz. Adaptada a la región de cultivo del sudeste y a las planicies del sur de Texas y las planicies onduladas del sur, esta variedad ha demostrado un alto potencial de rendimiento en campos con baja a moderada presión, así como en campos con alta presión (Cotton Forming, 2019).

**DP 1441 RF:** Es una variedad de mitad de temporada para el oeste de Texas. Se adapta a tierras secas y campos con escasas de agua, es fácil de cultivar (Cotton Forming, 2019).

## **2.6. Efecto de los cultivos GM en la biodiversidad**

El uso de organismos genéticamente modificados (OMG) ha generado grandes expectativas en el desarrollo de agro cultivos. Sin embargo, se origina incertidumbre sobre efectos causales sobre la artropofauna benéfica asociada al cultivo de algodón. Uno de los riesgos ecológicos importantes de la liberación de los cultivos transgénicos es el posible efecto negativo que pueda tener sobre los organismos que no son plaga y por el contrario generan beneficios para el cultivo y la agricultura en general por lo que se hace necesario e importante plantear algunas alternativas para minimizar el riesgo de cultivos Bt sobre insectos no blanco (Wisniewsky *et al.*, 2002; Singh *et al.*, 2006).

Algunos autores mencionan que los cultivos transgénicos no ejercen un efecto directo sobre poblaciones de los insectos benéficos. La disminución de sus poblaciones, ya sea en lotes convencionales o en lotes sembrados con cultivos GM, se atribuye a la merma de presas y de huéspedes a causa de aplicaciones de insecticidas contra insectos plagas no controladas y no objetivo a la tecnología Bt (Alcaráz, 2008).

Al cultivo GM se le atribuye una mayor abundancia de plagas benéficas y no benéficas, esto se debe al menor uso de insecticidas y herbicidas comparados con el cultivo convencional esto lo reportan diversos autores (Novillo *et al.*, 1999; Durán *et al.*, 2000; Pérez *et al.*, 2009; Benamú, 2010) que argumentan que la aplicación de insecticidas para el caso del cultivo convencional ejerce un efecto negativo sobre la disminución de la diversidad en poblaciones de artrópodos.

En otro estudio se encontró que el cultivo de algodón Bt no influyó en el patrón de distribución agregada de *Bemisia tabaci*, y para *Aphis gossypii*, los índices evaluados mostraron una distribución agregada tanto en el algodón Bt como el convencional, pero las distribuciones de frecuencia apuntaron a la ocurrencia de una distribución agregada solo en el algodón convencional. Esto indica que el algodón Bt ha alterado el patrón normal de dispersión de los áfidos en el cultivo (Rodrigues *et al.*, 2010).

## **2.7. Artrópodos en cultivos Bt**

La diversidad de artrópodos en el cultivo de algodón es muy alta en cuanto a abundancia y riqueza, esto se debe a que el cultivo de algodón tanto el convencional como el transgénico proporcionan condiciones que favorecen al establecimiento de artrópodos, tomando en cuenta que las variaciones que se producen estarían influenciadas por la etapa del desarrollo fenológico del cultivo. Una de las familias más abundantes en cuanto al cultivo de algodón son Formicidae, Coccinellidae, Carabidae y Staphylinidae (Guerrero *et al.*, 2009).

## **2.8. Uso de refugios para la producción de algodón *Bt***

Una de las principales causas de preocupación respecto al algodón *Bt* es que las plagas que combate podrían desarrollar rápidamente resistencia a la toxina, lo que agravaría los problemas de plagas. Ante la falta de una estrategia de gestión de la resistencia, que esté claramente definida e incluya la plantación de algodón no *Bt* en zonas de "refugio", algunas de las plagas que atacan al algodón podrían probablemente desarrollar resistencia al algodón *Bt*. La posible aparición de resistencia al *Bt* entre los insectos amenaza la viabilidad a largo plazo del algodón *Bt*. Existe además el potencial de que tenga impactos ambientales perjudiciales. Los genes ajenos introducidos en el algodón podrían transmitirse desde el algodón transgénico a especies silvestres relacionadas y al algodón convencional que se cultiva en las inmediaciones. Una vez que se ha introducido un transgénico en un entorno, su retirada será difícil, si no imposible, en caso de que se descubra que sus efectos son perjudiciales para la salud humana y ambiental. Podría producirse un flujo de genes entre el algodón *Bt* y las variedades locales o especies silvestres de algodón, poniendo en peligro estas reservas de biodiversidad; y la contaminación por el algodón transgénico podría poner en peligro toda la producción de algodón de la región, además los criterios para la certificación de orgánico prohíben los organismos genéticamente modificados (CCI, 2019).

Los cultivos *Bt* tienen algunas particularidades que se deben tomar en cuenta al hablar del potencial de los insectos a formar poblaciones resistentes, o que determinan su abundancia en los niveles tróficos que interaccionan con estos cultivos. Esto se debe a principalmente al hecho de que las plagas presentes en cultivos *Bt* están constantemente expuesto a una presión de selección, ya que estos cultivos GM expresan las toxinas Cry en todos sus tejidos en altas concentraciones. Estas condiciones constituyen a una expresión de selección alta que potencia el desarrollo de resistencia (Georghiou y Taylor, 1986). Existen otros factores que son parte del sistema que influye en el desarrollo o no de resistencia de las plagas a las

proteínas Cry. Estos incluyen, la herencia del carácter de resistencia, la frecuencia inicial de alelos de resistencia, comportamiento de los insectos, interacciones multitróficas, prácticas del manejo de las plagas, la dinámica de las poblaciones de las plagas y los costos en la viabilidad biológica de los insectos resistentes (Georghiou y Taylor, 1986).

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. Localización del experimento

El experimento se realizó en el rancho “El Rincón del Buitre”, perteneciente a la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN) ubicado en la comunidad del Retiro en el Municipio de San Pedro de las Colonias (25° 49' 09" N, 103° 06' 48" W, elevación de 1102 m) en el Estado de Coahuila de Zaragoza, México, en el ciclo P-V 2018 (Fig. 2).



**Figura 2.** Localización de experimento. “Rancho el Rincón del Buitre”, San Pedro, Coahuila, México, 2018.

#### 3.2. Diseño experimental

Se estableció un diseño experimental de bloques completamente al azar, con cuatro repeticiones, en el cual se consideraron como tratamientos seis variedades de algodón GM (algodón Bt) y un testigo (algodón no Bt). La superficie experimental fue de 600 m<sup>2</sup>, en la cual se establecieron tres surcos por tratamiento, y el surco central fue la parcela útil del experimento en cada uno de los tratamientos, ya que

fue donde se colectaron las muestras de insectos. La unidad experimental fue una trampa tipo pitfall o de caída; en total fueron 28 unidades experimentales o trampas, por todo el experimento.

El manejo agronómico del cultivo se realizó con base a las recomendaciones de la localidad, sin embargo se tuvieron dos condiciones, primero se desfasó la fecha de siembra del cultivo, un mes fuera de las fechas de siembra establecidas en la región por el Comité Estatal de Sanidad Vegetal, bajo la reglamentación de las Normas Oficiales Mexicanas (NOM-026-FITO-1995; NOM-026-SAG/FITO-2014) para cultivos GM; segundo, no se realizó ninguna aplicación de insecticidas, para evitar daño o reducción de la entomofauna que interacciona con el cultivo, además estuvo aislado de otras parcelas de algodón y rodeado del cultivo de maíz.

### **3.3. Muestreo**

Se realizaron tres colectas de insectos, con intervalos de 15 a 20 días, con trampas tipo pitfall o de caída, se pretendía realizar al menos dos colectas por mes, sin embargo, se complicó debido a que durante el ciclo del cultivo se presentaron muchas lluvias y se perdieron varios muestreos e incluso se complicaba el acceso al experimento, tanto para colocar trampas como para recogerlas.

Las trampas fueron elaboradas con botellas de plástico de 500 ml, las cuales se cortaban a la mitad y la parte superior de la botella se invirtió para formar un embudo las dos partes de la botella se volvieron a unir con cinta y posteriormente se enterraron al nivel de la superficie del suelo, esto con la finalidad de que los insectos resbalarán dentro del bote y no pudieran salir, se agregó anticongelante con alcohol al 70% en una proporción de 3:1, para facilitar la muerte y conservación del insecto (Fig. 3).



**Figura 3.** Diseño de trampa pitfall o de caída, para el monitoreo de artrópodos San Pedro, Coahuila, México, 2018.

#### **3.4. Conservación e identificación de Insectos capturados en trampas de caída.**

Los insectos colectados fueron trasladados al laboratorio de Entomología de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, se limpiaron y separaron de restos inertes que caían junto con los insectos, así como de otros organismos como reptiles, cada muestreo se manejó en forma independiente por tratamiento y repetición, así de que una vez limpios, se colocaron en frascos pequeños con capacidad de 20 mL, con alcohol al 70%, para su conservación. Los especímenes se identificaron, con apoyo de claves taxonómicas (Delvare *et al.* 2002; Tripplehorn y Johnson, 2005), y por comparación en la página web <https://bugguide.net> del Departamento de Entomología de la Universidad Estatal de Iowa, EUA. Los especímenes se identificaron en una primera fase a nivel de Orden y posteriormente a Familia y Género, apoyándonos de claves taxonómicas (Tripplehorn y Johnson, 2005)

### **3.5. Variables a evaluar y análisis estadístico**

Se consideró como variables el conteo de individuos ( $n$ = número de insectos) a nivel de Género, y parámetros de diversidad como riqueza a nivel de los taxones que fueron identificados. Se llevó también a cabo un análisis de varianza ajustado al modelo de bloques completamente al azar con una comparación múltiple de medias (confiabilidad del 99% y  $\alpha \leq 0.01$ ) entre tratamientos, usando el paquete estadístico computacional de SAS (SAS Institute, 2002), bajo una prueba no paramétrica, con el método de Kruskal-Wallis esto debido a que los supuestos básicos en el planteamiento del experimento no cumplen con una escala nominal u ordinal durante el registro de los datos experimentales o diseños experimentales comunes, pues se trabajó con número de individuos.



## IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1. Parámetros de diversidad de Insectos capturados en trampas de caída

De los resultados obtenidos se encontró una abundancia total de 2 225 individuos, los cuales agrupan una riqueza de 93 géneros, 59 familias y 8 ordenes. Los órdenes con mayor número de familias fueron Diptera con 33.33%, Coleoptera con 23.33% e Hymenoptera con 18.33% (Cuadro 1).

**Cuadro 1.** Composición de artrópodos, colectados en el estrato inferior del cultivo de algodón GM. San Pedro de las Colonias, Coahuila, México, 2018.

ORDEN	FAMILIA	NO. DE INDIVIDUOS POR FAMILIA	%	GENERO	NO. DE INDIVIDUOS POR GENERO	%
COLEOPTERA	ANTHICIDAE	233	10.47	<i>Anthicus</i>	229	10.29
				<i>Notoxus</i>	2	0.09
				Ni*	2	0.09
				<i>Cicindela</i>	1	0.04
	CARABIDAE	21	0.94	<i>Tetracha</i>	15	0.67
				Ni*	4	0.18
				<i>Bembidion</i>	1	0.04
				<i>Bruchus</i>	5	0.22
				<i>Epitrix</i>	23	1.03
	CHRYSOMELIDAE	57	2.56	<i>Diabrotica</i>	8	0.36
				Ni*	9	0.40
				<i>Aphthona</i>	4	0.18
				<i>Chaetocnema</i>	8	0.36
	COCCINELLIDAE	114	5.12	<i>Hippodamia</i>	112	5.03
				<i>Scymnus</i>	2	0.09
	CURCULIONIDAE	4	0.18	<i>Anthonomus</i>	3	0.13
				<i>Apion</i>	1	0.04
	ELATERIDAE	11	0.49	<i>Aeolus</i>	6	0.27
				Ni*	1	0.04
				<i>Conoderus</i>	4	0.18
KATERETIDAE	2	0.09	Ni*	1	0.04	
			<i>Heterhelus</i>	1	0.04	
MELYRIDAE	15	0.67	<i>Collops</i>	15	0.67	
	Ni	1	0.04	Ni*	1	0.04

...continuación del cuadro 1

	NITIDULIDAE	1	0.04	<i>Eपुरaea</i>	1	0.04
	SCARABAEIDAE	79	3.55	<i>Ataenius</i>	59	2.65
				<i>Phyllophaga</i>	20	0.90
	STAPHYLINIDAE	138	6.20	<i>Platystethus</i>	83	3.73
				Ni*	55	2.47
				Ni*	9	0.40
	TENEBRIONIDAE	21	0.94	<i>Eleodes</i>	7	0.31
				<i>Zophobas</i>	5	0.22
	TROGOSSITIDAE	1	0.04	Ni*	1	0.04
<b>DERMAPTERA</b>	FORFICULIDAE	18	0.81	<i>Forficula</i>	14	0.63
				Ni*	4	0.18
	AGROMYZIDAE	4	0.18	<i>Liriomyza</i>	4	0.18
	CALLIPHORIDAE	1	0.04	<i>Calliphora</i>	1	0.04
	CERATOPOGONIDAE	1	0.04	Ni*	1	0.04
	CHLOROPIDAE	2	0.09	Ni*	2	0.09
	DOLICHOPODIDAE	1	0.04	Ni*	1	0.04
	DROSOPHILIDAE	13	0.58	<i>Drosophila</i>	13	0.58
	EPHYDRIDAE	1	0.04	Ni*	1	0.04
	HELEOMYZIDAE	4	0.18	Ni*	4	0.18
	MUSCIDAE	30	1.35	<i>Musca</i>	30	1.35
	Ni*	15	0.67	Ni*	15	0.67
	OESTRIDAE	1	0.04	Ni*	1	0.04
<b>DIPTERA</b>	OTITIDAE	2	0.09	<i>Euxesta</i>	2	0.09
	PHORIDAE	46	2.07	<i>Phora</i>	21	0.94
				Ni*	25	1.12
	PIPUNCULIDAE	1	0.04	Ni*	1	0.04
	SARCOPHAGIDAE	2	0.09	<i>Sarcophaga</i>	2	0.09
				Ni*	28	1.26
	SCATOPSIDAE	31	1.39	<i>Alchetron</i>	3	0.13
				Ni*	6	0.27
	SCIARIDAE	6	0.27	Ni*	6	0.27
				Ni*	9	0.40
	SPHAEROCERIDAE	11	0.49	<i>Leptocera</i>	2	0.09
				Ni*	3	0.13
	STRATIOMYIDAE	3	0.13	Ni*	3	0.13
				<i>Chaetopsis</i>	1	0.04
	ULIDIIDAE	9	0.40	Ni*	8	0.36
	ALEYRODIDAE	15	0.67	<i>Bemisia</i>	15	0.67
	ANTHOCORIDAE	138	6.20	<i>Orius</i>	138	6.20
	APHIDIDAE	131	5.88	<i>Aphis</i>	131	5.88
<b>HEMIPTERA</b>	CICADELLIDAE	25	1.12	Ni*	24	1.08
				<i>Oncometopia</i>	1	0.04
	CYDNIDAE	6	0.27	<i>Pangaeus</i>	6	0.27
	GEOCORIDAE	142	6.38	<i>Geocoris</i>	142	6.38

...continuación del cuadro 1

	MIRIDAE	128	5.75	<i>Lygus</i>	128	5.75
	NABIDAE	6	0.27	<i>Alternatus</i>	1	0.04
				<i>Nabis</i>	5	0.22
	PENTATOMIDAE	22	0.99	<i>Chlorochroa</i>	22	0.99
	REDUVIIDAE	2	0.09	<i>Zelus</i>	2	0.09
	BETHYLIDAE	4	0.18	Ni*	4	0.18
				<i>Chelonus</i>	7	0.31
	BRACONIDAE	9	0.40	<i>Apanteles</i>	1	0.04
				<i>Opius</i>	1	0.04
	CERAPHRONIDAE	10	0.45	<i>Ceraphron</i>	8	0.36
				Ni*	2	0.09
	CRABRONIDAE	2	0.09	Ni*	2	0.09
	CYNIPIDAE	10	0.45	Ni*	10	0.45
<b>HYMENOPTERA</b>	DIAPRIIDAE	5	0.22	<i>Basalys</i>	4	0.18
				<i>Entomacis</i>	1	0.04
	EULOPHIDAE	1	0.04	Ni*	1	0.04
				<i>Hexacola</i>	1	0.04
	FIGITIDAE	10	0.45	Ni*	5	0.22
				<i>Eucoilidae</i>	1	0.04
				<i>Kleidotoma</i>	3	0.13
	FORMICIDAE	629	28.26	<i>Pogonomyrmex</i>	629	28.26
	PLATYGASTRIDAE	9	0.40	Ni*	9	0.40
	SCELIONIDAE	9	0.40	Ni*	9	0.40
<b>NEUROPTERA</b>	CHRYSOPIDAE	6	0.27	<i>Chrysoperla</i>	6	0.27
<b>ORTHOPTERA</b>	GRILLIDAE	3	0.13	Ni*	3	0.13
<b>THYSANOPTERA</b>	THRIPIDAE	3	0.13	<i>Thrips</i>	2	0.09
				<i>Frankliniella</i>	1	0.04
<b>ABUNDANCIA TOTAL</b>		2 225			2 225	
<b>RIQUEZA DE FAMILIA</b>	59					
<b>RIQUEZA DE GENERO</b>				93		
<b>% TOTAL</b>			100.00			100.00

Ni\*: Representa las familias y géneros que no fue posible llegar a su determinación o identificaron.

Los datos obtenidos en esta investigación coincidieron con la diversidad de entomofauna reportada por diversos autores como, García *et al.* (2017) y Grimaldo (2019) donde al comparar la diversidad de artrópodos asociados a cultivos de algodón y cultivo convencional encontraron que los órdenes con mayor diversidad fueron Coleoptera, Hymenoptera, Hemiptera y Diptera.

No obstante, en México Santana-Espinoza *et al.* (2015) indican que Coleoptera, Diptera y Hemiptera son los órdenes que presentan mayor diversidad de familias en las principales zonas productoras de algodón GM, en México.

Los géneros que presentaron mayor abundancia (>50 individuos) fueron *Pogonomyrmex* (n= 629), *Anthicus* (n= 229), *Geocoris* (n= 142), *Orius* (n= 138), *Aphis* (n= 131), *Lygus* (n= 128), *Hippodamia* (n= 112), *Platystethus* (n= 83), *Ataenius* (n= 59); mientras que el 50% de los géneros colectados está representado por un individuo (0.03% del total de los individuos) (Cuadro 1).

Las familias con mayor número de individuos fueron: Formicidae (Hymenoptera) (n= 629), Anthicidae (Coleoptera) (n= 233), Geocoridae (Hemiptera) (n= 142), Anthocoridae (Hemiptera) (n= 138), Staphylinidae (Coleoptera) (n= 138), Aphididae (Hemiptera) (n= 131), Miridae (Hemiptera) (n= 128), Coccinellidae (Coleoptera) (n= 114).

#### **4.2. Insectos presentes en los híbridos de algodón**

En el análisis de varianza para determinar diferencias estadísticas entre el número de individuos muestreados por híbrido de algodón, arrojó que no existe significancia; sin embargo, mediante un análisis descriptivo del número de individuos presente en cada uno de los híbridos de algodón se encontró que los materiales DP1321 y FM2334 fueron los que presentaron el mayor número de individuos de artrópodos con n= 394 y 344, respectivamente, lo que represente un porcentaje del 17.69% y 15.45%, *vis* (33.14%) (Cuadro 2) y el híbrido DP1558, presento el valor más bajo en cuanto al número de individuos recolectados (n= 225), con un porcentaje del 10.10%; cabe destacar que los híbridos con valores más altos son de los materiales que más se produce en la región; mientras que el DP1558, es la primera vez que

se establece en el rancho. El resto de los híbridos presento valores muy homogéneos entre los 251 a 344 individuos. Con respecto al testigo (DP1441), este presento una fluctuación en el número de individuos con respecto a la media ( $n=343$ ,  $\mu=318$ ) de  $n=25$ , lo que indica que no existe preferencia de los artrópodos muestreados, por los híbridos no Bt.

**Cuadro 2.** Abundancia y promedio de artrópodos colectados en siete híbridos de algodón FiberMax y DeltaPine en tres muestreos, durante el ciclo P-V 2018, San Pedro de las Colonias, Coahuila, México.

MUESTREO	HIBRIDOS DE ALGODÓN GM							TOTAL
	FM2007	DP1321	FM2334	FM1830	DP1441	DP0912	DP1558	
<b>M1</b>	262	306	264	178	261	190	169	1 630
<b>Promedio</b>	65.75	76.5	66	44.5	65.25	47.5	42.25	
<b>M2</b>	38	54	57	86	44	45	44	368
<b>Promedio</b>	9.5	13.5	14.25	21.5	11	11.25	11	
<b>M3</b>	26	34	23	78	38	16	12	227
<b>Promedio</b>	6.5	8.5	5.75	19.5	9.5	4	3	
<b>TOTAL</b>	<b>327</b>	<b>394</b>	<b>344</b>	<b>342</b>	<b>343</b>	<b>251</b>	<b>225</b>	<b>2 225</b>

M1, M2, M3: indican los muestreos realizados en el cultivo de algodón en siete híbridos GM.

En lo que respecta a los muestreos, se encontró que en la primera fecha de muestreo se pudo recolectar el mayor número de individuos ( $n=1\ 630$ ), con un porcentaje de 73.27% con respecto al total (Cuadro 2); sin embargo, esto se redujo, para los siguientes muestreos. En el muestreo dos, se alcanzó una reducción hasta del 56.74% aproximadamente ( $n=368$ ), con respecto al primer muestreo y para el muestreo tres hasta un 63.08% ( $n=227$ ). Entre los muestreos dos y tres la reducción no fue tan marcada con un porcentaje de 38.31%, estos cambios en las poblaciones de insectos y el número de individuos pudo deberse a que se presentó la temporada de lluvias y la cantidad de insectos disminuyó, y que algunas de las trampas se perdieron

Ferré y van Rie (2002) mencionan que una de las principales amenazas para la viabilidad agronómica de los cultivos Bt es el desarrollo de resistencia de las plagas a las toxinas que expresan estos cultivos GM y a la pérdida de diversidad de la

entomofauna que interacciona con la tecnología Bt. Algunos autores indican que la abundancia de individuos en los cultivos Bt, puede favorecer el establecimiento de las plagas secundarias como primarias, que se centran en la disminución de la presión de selección por los plaguicidas químicos, los cuales han modificado el comportamiento de éstas plagas a través del tiempo, e incluso con ello verse afectada, la entomofauna presente en el cultivo, a todos los niveles tróficos (Ghimire *et al.*, 2011; Hardke *et al.*, 2011).

#### 4.3. Riqueza específica por taxones en los híbridos de algodón GM

En lo que respecta a la riqueza de los taxones en cada uno de los híbridos de algodón GM, monitoreados, se encontró que la menor riqueza de órdenes estuvo en los materiales DP1321 y FM2334 (cinco en cada una), mientras que la mayor, se presentó en la DP1441 (siete órdenes), testigo en esta investigación. Para el caso de los taxones Familia y Género, se encontró que el híbrido FM2334, fue el que presentó la menor riqueza (27 y 22, respectivamente); mientras que el que presentó la mayor riqueza para Familia fue el híbrido DP0912 (34), y para Género fue FM2007 (34) (Cuadro 3).

**Cuadro 3.** Comparación de la biodiversidad en los taxones, identificados en los híbridos de algodón DeltaPine y FiberMax. San Pedro, Coahuila, México, 2018.

HÍBRIDO	ORDEN	FAMILIA	GENERO	INDIVIDUOS
FM2007	5	30	33	326
DP1321	5	32	32	394
FM2334	5	27	22	344
FM1830	6	30	29	342
DP1441	7	32	30	343
DP0912	6	34	31	251
DP1558	6	31	31	225
TOTAL	8	59	93	2 225

Con respecto a los resultados obtenidos en esta investigación, Santana-Espinoza *et al.* (2015) compararon la diversidad de insectos presentes en las principales zonas productoras de algodón GM (Coahuila, Sonora, Baja California, Chihuahua y Durango) y encontraron que existen diferencias y similitudes en diversidad de insectos tanto en familias, especies y número de insectos, lo que indica que no existe un patrón definido en la interacción del algodón GM con las regiones productoras y la diversidad entomofaunística en México.

#### 4.4. Análisis de la diversidad a nivel Orden

Se realizó un análisis de varianza, considerando como variables al número de individuos colectados en cada Orden de insectos muestreados e identificados, dicho análisis indicó que existen diferencias significativas con un  $\alpha \leq 0.05$  (confiabilidad del 95%), en los órdenes Dermaptera y Orthoptera (Cuadro 4), en las comparaciones entre los híbridos, arrojadas por la prueba de Kruskal-Wallis, indicaron que las diferencias se encontraron entre los híbridos DP1321 y DP0912, para el Orden Dermaptera y FM2334, para Orthoptera, esto se explica a qué dentro de los híbridos, estos ordenes fueron diferentes y específicos.

**Cuadro 4.** Análisis de varianza, por la prueba de Kruskal-Wallis, para los órdenes identificados en el cultivo de algodón GM. San Pedro, Coahuila, México, 2018.

FV	gl	COLEOP	DERMAP	DIPT	HEMIPT	HYMENOP	NEUROP	ORTHOP	THYSANOP
<b>HIBRIDOS DE ALGODÓN GM</b>	6	91.77 <sup>NS</sup>	102.64 <sup>**</sup>	34.91 <sup>NS</sup>	24.41 <sup>NS</sup>	18.5 <sup>NS</sup>	29.87 <sup>NS</sup>	28 <sup>**</sup>	11.68 <sup>NS</sup>
<b>BLOQUE</b>	3	0.97 <sup>NS</sup>	36.66 <sup>NS</sup>	117.21 <sup>**</sup>	253.8 <sup>***</sup>	395.57 <sup>***</sup>	23.28 <sup>NS</sup>	9.35 <sup>NS</sup>	9.35 <sup>NS</sup>
<b>ERROR</b>	18	70.38	39.84	69.26	50.83	29.26	31.16	9.35	14.79
<b>TOTAL CORREGIDO</b>	27								
<b>CV (%)</b>		57.85	43.53	57.39	49.17	37.30	38.49	21.09	26.52
<b>R<sup>2</sup></b>		0.30	0.50	0.31	0.49	0.71	0.30	0.53	0.26

CV (%): porcentaje del coeficiente de variación; R<sup>2</sup> Coeficiente de determinación; gl: grados de libertad; \*\*\*: diferencias estadísticas altamente significativas con una confiabilidad del 99.9% ( $\alpha \leq 0.01$ ); \*\*: diferencias estadísticas significativas con una confiabilidad del 95% ( $\alpha \leq 0.05$ ). <sup>NS</sup>: no existen diferencias; COLEOP: Coleoptera; DERMAP: Dermaptera; DIPT: Diptera; HEMIPT: Hemiptera; HYMENOP: Hymenoptera; NEUROP: Neuroptera; ORTHOP: Orthoptera; THYSANOP: Thysanoptera

## V. CONCLUSIONES

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).

Los géneros que presentaron mayor abundancia fueron *Pogonomyrmex*, *Anthicus*, *Geocoris*, *Orius*, *Aphis*, *Lygus*, *Hippodamia*, *Platystethus*, y *Ataenius*.

Los híbridos de algodón en los que se encontró mayor número de individuos fueron: DP1321 y FM2334, mientras que y el híbrido DP1558, presento el valor más bajo en cuanto al número de individuos colectados. Solo dos órdenes presentaron diferencias estadísticas significativas ( $\alpha \leq 0.01$ ) entre los híbridos DP1321 y DP0912, para Dermaptera y FM2334, para Orthoptera.



## VI. LITERATURA CONSULTADA

- Alcaráz, H.; Cardona, C.; Rendón, F.; Revelo, R.; Herrera, M.; Álvarez, A.; Siabato, A. 2008. Entomología. En: Álvarez A., G. Bases Técnicas Para El Cultivo Del Algodón En Colombia. 4ª Ed. Federación Nacional De Algodoneros. Editora Guadalupe Ltda. Bogotá. P. 383-541.
- Armer A, R. N. Wiedenmann and M. E. Irwin. 1999. Effects Of Soybean Mosaic Virus On The Facultative Phytophagous Predator Orius Insidiosus (Heteroptera: Anthocoridae). *environmental entomology*. 28 (6): 1036-1043.
- BASF Estados Unidos (2019) Agricultura y Proteccion de Cultivos, FM 2007 GLT variedad, noviembre 2019. <https://agriculture.basf.com/us/en/Crop-Protection/Seeds/FiberMax/FM-2007GLT-Variety.html>
- Benamú, P. M. A. 2010. Composición Y Estructura De La Comunidad De Arañas En El Sistema De Cultivo De Soja Transgénica. Tesis De Doctorado. Universidad Nacional De La Plata, Buenos Aires, Argentina. 218 P.
- Betz, F.S., B.G. Hammond And R.L. Fuchs. 2000. Safety And Advantages Of *Bacillus Thuringiensis*-Protected Plants To Control Insect Pests. *Regulatory Toxicology And Pharmacology* 32:156-173.
- Bonadona, P. 1977. Notes sur les *Anthicidae paléartiques* (Col.). *L'Entomologiste*, 33 (1): 2-11.
- Bravo, A., & Soberón, M. (2008). How To Cope With Insect Resistance To Bt Toxins?. *Trends In Biotechnology*, 26(10), 573-579.
- Cameron, M. (1914) Descripciones de nuevas especies de Staphylinidac de la India. *Transacciones de Londres de la Sociedad Entomológica* , 1913, 525-544.
- Carpenter, J.E. And L.P. Gianessi. 2001. Agricultural Biotechnology: Updated Benefit Estimates. National Center For Food And Agricultural Policy, Washington, D.C.

- CCI. (Centro de Comercio Internacional) 2019. Guía Del Exportador De Algodón, Importancia Del Algodón En El Comercio Mundial. [http://www.guiadealgodon.org/guia-de-algodon/importancia-del-  
algodon-en-el-comercio-mundial/](http://www.guiadealgodon.org/guia-de-algodon/importancia-del-algodon-en-el-comercio-mundial/)
- Centro de Comercio Internacional (CCI) noviembre 2019, Capítulo 5, segmento de mercado, “Tipos de Algodón”. <http://www.intracen.org/Algodon-transgenico/>
- Chandler, D.S. 2010: 11.26. Anthicidae Latreille, 1819, Pp. 729- 741. In: Leschen R.A.B., Beutel R.G. & Lawrence J. F. (Eds.), Coleoptera, Beetles. Volume 2: Morphology And Systematics (Elateroidea, Bostrichiformia, Cucujiformia Partim). Arthropoda Insecta. Handbook Of Zoology. De Gruyter, Berlin & New York.
- Chauvet, M. (2000). Los cultivos transgénicos en México. In *XXII International Congress of the Latin American Studies Association, Miami, March* (Vol. 16).
- CIBIOGEM. Comisión Intersecretarial de Bioseguridad y Organismos Genéticamente Modificados (2018). Registro Nacional de Bioseguridad de OGMs. Available Online: [https://www.conacyt.gob.mx/cibiogem/index.php/seminarios-en-  
bioseguridad-y-biotecnologia-de-ogms/comparacion-sistemas-prod-algodon](https://www.conacyt.gob.mx/cibiogem/index.php/seminarios-en-bioseguridad-y-biotecnologia-de-ogms/comparacion-sistemas-prod-algodon)
- Cobben, R.H. 1978. Evolutionary Trends In Heteroptera. Part II. Mouthpart-Structures And Feeding Strategies. Wageningen En: H. Veenman & B. V. Zonen 407 Pp.
- Cotton Farming (2019) Deltapine tres nuevas variedades. [https://www.cottonfarming.com/special-report/special-report-deltapine-to-  
launch-three-new-varieties/](https://www.cottonfarming.com/special-report/special-report-deltapine-to-launch-three-new-varieties/)
- Cronquist, A., & Takhtadzhian, A. L. (1981). An Integrated System Of Classification Of Flowering Plants. Columbia University Press.
- Delvare, G. É. RARD, Aberlenc, HP, Michel, B. y Figueroa, A. (2002). Los insectos de África y de América Tropical: Claves para la identificación de las principales familias. Montpellier, Francia, CIRAD, 259.

- Dubón, R. (2006). Principales Plagas Del Cultivo De Melón Y Sus Enemigos Naturales. Recuperado de <http://es.slideshare.net/redubon/principales-plagas-del-cultivo-de-melon-y-sus-enemigosnaturales>.
- Durán, J. M.; Alvarado, M.; Ortiz, E.; De la Rosa, A.; Ruiz, J. A.; Sánchez, A. y Serrano, A. 2000. Contribución Al Conocimiento De *Earias Insulana* (Boisduval, 1833) (Lepidoptera, Noctuidae), La Oruga Espinosa Del Algodonero, en Andalucía occidental. Bol. San. Veg. Plagas. 26:215-228.
- Edge, J.M., J.H. Benedict, J.P. Carroll, And H.K. Reding. 2001. Bollgard Cotton: An Assessment Of Global Economic, Environmental, And Social Benefits. J. Cotton Science 5:1-8.
- Etchevehere Miguel L., Bernaudo G., Urriza Miguel L. (2018) Boletín para el sector algodonero. Agroindustria, diciembre 2018.
- Ferre, J and J. Van Rie, Biochemistry and Genetics of Insect Resistance to *Bacillus thuringiensis*. Annu Rev Entomol, 2002. 47: p. 501-33.
- Fryxell, P. A. (1992). A Revised Taxonomic Interpretation of *Gossypium* L (Malvaceae). Rheedea, 2, 108-116.
- García G., L.; Oyola V., Y.; Fernández H, C.; Pérez G., K. & Correa A., E. (2017). Diversidad De Artrópodos Asociados Al Algodón Bt Y Convencional (*Gossypium Hirsutum* L.) En Colombia. Revista Mexicana De Ciencias Agrícolas, 8 (Mayo-Junio) (Revisada el 25 de marzo de 2019) Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=263152088022>
- Georghiou, G.P. and C.E. Taylor, Genetic and Biological Influences in The Evolution Of Insecticide Resistance. J Econ Entomol, 1997. 70(3): p. 319-23
- Ghimire, M.N.; F. Huang, R. Leonard, G.P. Head and Y. Yang, 2011. Susceptibility Of Cry1Ab-Susceptible And -Resistant Sugarcane Borer To Transgenic Corn Plants Containing Single Or Pyramided *Bacillus thuringiensis* genes. Crop Protection 30:74-81.
- Glare, T. R., & O'callaghan, M. (2000). *Bacillus thuringiensis* biology, ecology and safety (No. 632.951 G5).

- Goula, M., 1986: Contribución Al Estudio De Los Hemípteros Insecto, Heteroptera, Familia Miridae. Memoria Para Optar El Grado De Doctor. Facultad De Ciencias De Barcelona.
- Grimaldo G. R. (2019). Entomofauna Asociada a Cuatro Variedades DeltaPine de Algodón Genéticamente Modificado. (Tesis licenciatura). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México. 60 p.
- Gutiérrez Galeano F. D., Ruiz Medrano R., Xoconostle Cazares B. (2015). Estado Actual De Los Cultivos Genéticamente Modificados En México Y Su Contexto Internacional. Departamento De Biotecnología Y Bioingeniería, Centro De Investigación Y De Estudios Avanzados Del Instituto Politécnico Nacional. México, 2015.
- Hardke, J. T., Temple, J. H., Leonard, B. R., & Jackson, R. E. (2011). Laboratory toxicity and field efficacy of selected insecticides against fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae). *Florida Entomologist*, 272-278.
- Harold, E.V 1867 Di;gnosen neuer coprophagen Col. Hefte ,1' 76-83. <http://www.oeidrus-bc.gob.mx/sispro/algodonbc/Descargas/algodon.pdf>
- Ibarra, J. E. (2007). Uso de bacterias en el control biológico. Teoría y Aplicación del Control Biológico. Sociedad Mexicana de Control Biológico, México, 303, 144-159.
- Iriarte, J., & Caballero, P. (2001). Biología y ecología de *Bacillus thuringiensis*. In Bioinsecticidas: fundamentos y aplicaciones de" *Bacillus thuringiensis*" en el control integrado de plagas (pp. 15-44). Servicio de Publicaciones.
- ISAAA. Servicio Internacional para la Adquisición de Aplicaciones Agrobiotecnológicas 2002. Benefits of Bt cotton in China, India, Indonesia, México and South Africa. <http://www.isaaa.org>
- Joung, K. B. & Côté, J. C. 2000. A Review Of The Environmental Impacts Of The Microbial Insecticide *Bacillus thuringiensis*. Technical Bulletin. Canada. 29: 1-16

- Leong, K. L. H., Cano, R. J., & Kubinski, A. M. (1980). Factors Affecting *Bacillus Thuringiensis* Total Field Persistence. *Environmental Entomology*, 9(5), 593-599.
- López V. Enrique, Herrera Oropeza Marco A., Lagunes Arellano Martha A. (2017) Planeación Agrícola Nacional 2017-2030. Algodón Mexicano. [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/257068/Potencial-Algod\\_n.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/257068/Potencial-Algod_n.pdf)
- Louise O. Fresco (2001) Cultivos Genéticamente Modificados. Organización de las Naciones Unidas Para la Agricultura y la Alimentación; Departamento de Agricultura y Protección del consumidor (FAO), Falkenberg, Suecia, septiembre 2001.
- Nardi, G. 2004. Anthicidae. In: Audisio P. (Ed.), Fauna Europaea: Coleoptera 2, Beetles. Fauna Europaea Version 1.0, Available At [Http://Www.Faunaeur.Org](http://www.Faunaeur.Org) [Accessed 16 December 2013 As Version 2.6.2 Of 29 August 2013].
- Narváez Narváez J., Arellano Aguilar G. G., Lugo Chávez S. H., Herrera Oropeza A. M (2017) Planeación Agrícola Nacional 2017-2030 (SAGARPA) Ciudad de México 2017
- National Center for Biotechnology Information (NCBI). 2011. In: [Http://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax.cgi?id=1428](http://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax.cgi?id=1428)
- Novillo, C.; Soto, J. y Costa, J. 1999. Resultados en España con variedades de algodón, protegidas genéticamente contra las orugas de las cápsulas. *Bol. San. Veg. Plagas*. 25:383-393.
- Palmer, M. A. 1952. Aphis of the Rocky Mountain Region. Thomas Say Foundation. Denver, Colorado. 5:452 p
- Percival, A. E., Wendel, J. F., & Stewart, J. M. (1999). Taxonomy and germplasm resources. Cotton: Origin, History, Technology, and Production. WC Smith and JT Cothren eds. John Wiley and Sons, Inc., New York, NY.

- Pérez, G. S.; Tamajón, R.; Aldebis, H. K. y Vargas, O. E. 2009. Comunidad de arañas en cultivos de algodón ecológico en el sur de España. *Rev. Colom. Entomol.* 35:168-172.
- Permingeat, H., & Margarit, E. (2005). Impacto ambiental de los cultivos genéticamente modificados: el caso del maíz *Bt*. *Revista Investigaciones de la Facultad de Ciencias Agrarias.* 7:33-44.
- Qaim, M., & Cap, E. J. (2002). Algodón BT en Argentina: un análisis de su adopción y la disposición a pagar de los productores. Documento de Trabajo. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. Instituto de Economía.
- Rausell, C., Muñoz-Garay, C., Miranda-CassoLuengo, R., Gómez, I., Rudiño-Piñera, E., Soberón, M., & Bravo, A. (2004). Tryptophan spectroscopy studies and black lipid bilayer analysis indicate that the oligomeric structure of Cry1Ab toxin from *Bacillus thuringiensis* is the membrane-insertion intermediate. *Biochemistry*, 43(1), 166-174.
- Remaudiere, G. and Remaudiere, M. 1997. Catalogue des Aphididae du monde. Institut National de la Recherche Agronomique. Paris. 473 p.
- Rodrigues, T. R., Fernandes, M. G., & Santos, H. R. D. (2010). Spatial distribution of *Aphis gossypii* (Glover) (Hemiptera, Aphididae) and *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotype B (Hemiptera, Aleyrodidae) on Bt and non-Bt cotton. *Revista Brasileira de Entomologia*, 54(1), 136-143.
- Rubio, V., & Fereres, A. (2005). Control biológico de plagas y enfermedades de los cultivos.
- Santana-Espinoza, S.; Ávila-Rodríguez, V.; Castañeda-Gaytan, G.; De La Cruz-Lázaro, E.; García-De La Peña, C.; Romero-Méndez, U. & Márquez-Hernández, C. (2015). Entomofauna presente en algodónero (*Gossypium hirsutum* L.) genéticamente modificado en zonas productoras de México. *Southwestern Entomologist*, 40(1): 151161.

- 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), 124-140.
- Schnepf, E., Crickmore, N. V., Van Rie, J., Lereclus, D., Baum, J., Feitelson, J., ... & Dean, D. H. (1998). *Bacillus thuringiensis* and its pesticidal crystal proteins. *Microbiol. Mol. Biol. Rev.*, 62(3), 775-806.
- Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA) (2017) Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP) (2017) Algodón hueso: del campo a tu closet, México octubre 2017.
- Servicio Internacional de Adquisición de Aplicaciones de Agrobiotecnología (ISAAA) (2015) Los cultivos transgénicos muestran un crecimiento constante; beneficios obtenidos en 2014; la superficie sembrada en todo el mundo aumento en 6 millones de hectáreas. Pekín, enero 2015.
- Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas (SNICS) Algodón (*Gossypium* spp.) Generalidades de la Red Algodón, agosto 2017.
- Silva Castro A. C. (2005) Algodón Genéticamente Modificado. Agro-Bio, Universidad Nacional de Colombia, octubre 2015.
- Singh, O. V.; Ghai, S.; Paul, D. and Jain, R. D. 2006. Genetically modified crops: success, safety assessment, and public concern. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 71:598-607.
- Soberón, M., & Bravo, A. (2007). Las toxinas Cry de *Bacillus thuringiensis*: modo de acción y consecuencias de su aplicación. *Biotecnología*, 14, 303-314.
- Solleiro Rebolledo, J. L., & Mejía Chávez, A. O. (2016). Cadena De Valor En La Producción De Algodón En México: Los Desafíos Del Mercado Global.
- Stuebaker G. E. S. and T. J. K Ring. 2003. Effects Of Insecticides On *Orius Insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae), Measured By Field, Greenhouse And Petri Dish Bioassays. *Florida entomologist*. 86 (2): 178- 185.

- SWEET, M.H. 2000. Economic importance of predation by big-eyed bugs (Geocoridae). pp. 713-724. En: Schaefer, C.W. & A.R. Panizzi (eds.), Heteroptera of Economic Importance. CRC Press, Boca Raton, pp. 713-724
- Tripplehorn, C. A. & Johnson, N. F. (2005). Borror and DeLong's introduction to the study of insects. Thomson Brooks/Cole, Belmont, California.
- Tripplehorn, C. A., & Johnson, N. F. (2005). Borror and DeLong's introduction to the study of insects. Thomson Brooks/Cole, Belmont, California.
- Wilson, F.D., H.M. Flint, W.R. Deaton, and R.E. Buehler. 1994. Yield, Yield Components, and Fiber Properties Of Insect-Resistant Cotton Lines Containing A *Bacillus Thuringiensis* Toxin Gene. *Crop. Sci.* 34:38-41.
- Wisniewsky, J. P.; Frangn, E. N.; Massonneau A. y Dumas C. 2002. Between Myth and Reality: Genetically Modified Maize, An Example Of A Sizeable Scientific Controversy. *Biochimie.* 84:1095-1103.