

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA  
DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA



Hymenoptera Presente en el Cultivo de Algodón Genéticamente Modificado en San  
Pedro de las Colonias, Coahuila, México

Por:

**CRISTIAN HUMBERTO GÓMEZ ALFARO**

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

**INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO**

Saltillo Coahuila, México

Septiembre, 2020

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA  
DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

Hymenoptera presente en el Cultivo de Algodón Genéticamente Modificado en San  
Pedro de las Colonias, Coahuila, México

Por:

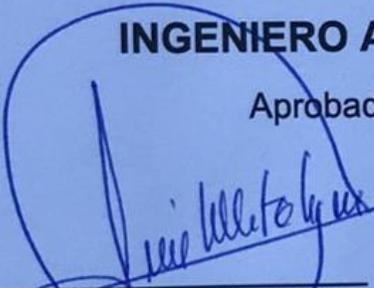
**CRISTIAN HUMBERTO GÓMEZ ALFARO**

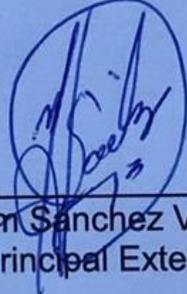
TESIS

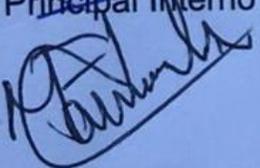
Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

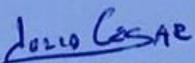
**INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO**

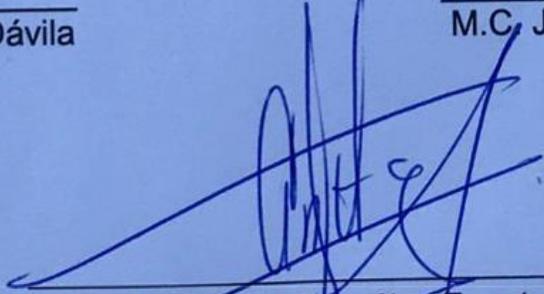
Aprobada por el Comité de Asesoría:

  
Dr. Luis Alberto Aguirre Uribe  
Asesor Principal Interno

  
Dra. Miriam Sanchez Vega  
Asesor Principal Externo

  
Dr. Mariano Flores Dávila  
Coasesor

  
M.C. Julio Cesar Rodriguez  
Coasesor

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



Saltillo, Coahuila, México

Septiembre, 2020

## AGRADECIMIENTOS

A *Dios* por darme fuerzas para llegar a donde he llegado y darme la fuerza necesaria para obtener una de mis metas en la vida.

A mi *Alma Mater* por brindarme tantas oportunidades y enriquecerme de conocimientos y abrirme las puertas de su gran institución.

A la *Dra. Miriam Sánchez Vega* gracias por sus consejos, enseñanzas y apoyo incondicional para realizar esta investigación.

## DEDICATORIA

A mi esposa **Camelia Gaona** gracias por tu apoyo incondicional tus palabras de aliento tus consejos y sobre todo gracias por regalarme a la personita más especial en mi vida nuestra hija Lesly.

A mi hija **Lesly** que ha sido el motor para seguir adelante cada sonrisa que me regala cada momento que pasamos en familia.

A mi *madre* no tengo palabras para expresar mi amor y mi gratitud por su fe, su apoyo en todo momento gracias a ella he llegado a culminar un peldaño más en mi vida.

A mi *padre* por sus ánimos y me ha impulsado a seguir adelante.

A mis *hermanos* Ervin David y Carlos Daniel por su apoyo cuando los necesite nunca me dejaron solo.

A mis *tíos* Romeo Alfaro, Carolina, Gustavo que siempre me han dado consejos y apoyado en lo que han podido siempre he contado con ustedes.

A toda mi familia gracias por su apoyo les dedico todo mi esfuerzo, en reconocimiento a todo el sacrificio que hicieron por mí para que pueda estudiar, depositando su entera confianza en cada reto que se me presentaba sin dudar ni un solo momento en mí.

A mi tío **Óscar Gómez** (†) siempre recuerdo sus palabras de aliento, fue una persona que me apoyo en cada momento, aunque conviví poco con usted siempre lo recuerdo le debo mi confianza y la fortaleza que tengo para seguir adelante a pesar de las adversidades. Lo extraño mucho.

A mis amigos que siempre vivimos como familia y me apoyaron con consejos gracias por su sincera amistad, el tiempo compartido con ellos ha sido muy gratificante. Edwin Alexander, Millerand Lenny, siempre los tendré presente.

## ÍNDICE DE CONTENIDO

<b>AGRADECIMIENTOS</b> .....	<b>III</b>
<b>DEDICATORIA</b> .....	<b>V</b>
<b>ÍNDICE DE CONTENIDO</b> .....	<b>VI</b>
<b>ÍNDICE DE CUADROS</b> .....	<b>VIII</b>
<b>ÍNDICE DE FIGURAS</b> .....	<b>IX</b>
<b>RESUMEN</b> .....	<b>X</b>
<b>INTRODUCCIÓN</b> .....	<b>1</b>
Objetivos.....	3
Objetivo general.....	3
Objetivo específico .....	3
Hipótesis.....	3
<b>REVISIÓN DE LITERATURA</b> .....	<b>4</b>
Origen del Cultivo de Algodón .....	4
Importancia del Cultivo del Algodón.....	4
Efectos e Impactos del Cultivo de Algodón GM .....	4
Aspectos ecológicos y evolutivos del algodón GM.....	5
Manejo Integrado de Plagas .....	6
Control biológico .....	6
Parasitoides.....	7
Origen del parasitoidismo .....	7
Ciclo de vida de un parasitoide .....	9
Tipos de parasitoides.....	10
Uso de parasitoides .....	12
Mecanismo de Parasitación de Hymenoptera.....	12
Parasitoides de huevo .....	13
Parasitoides de larva .....	13
Ejemplos de los principales mecanismos de parasitación por himenópteros .....	14
<b>MATERIALES Y MÉTODOS</b> .....	<b>16</b>
Ubicación de la Zona de Estudio .....	16
Muestreo de Insectos.....	16

Manejo del Cultivo .....	17
Conservación de Insectos.....	18
Conteo e Identificación de Insectos .....	18
VARIABLES EVALUADAS Y ANÁLISIS ESTADÍSTICO .....	18
<b>RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....</b>	<b>20</b>
Abundancia y Riqueza de Hymenoptera .....	20
Análisis de los Muestreos en Algodón GM por Ciclo de Producción .....	24
Análisis de la Funcionalidad Trófica del Orden Hymenoptera .....	29
Análisis de Varianza .....	31
Análisis de la Diversidad .....	31
<b>CONCLUSIONES.....</b>	<b>36</b>
<b>LITERATURA CITADA .....</b>	<b>37</b>

## ÍNDICE DE CUADROS

<b>Cuadro 1.</b> Abundancia de Hymenoptera en el cultivo de algodón, para la región de San Pedro de las Colonias, Coahuila, México. Ciclo de producción P-V 2017 y 2018. .....	20
<b>Cuadro 2.</b> Abundancia de Hymenoptera en el cultivo de algodón para el ciclo P-V 2017 y 2018, San Pedro de las Colonias, Coahuila, México. ....	25
<b>Cuadro 3.</b> Familias de himenópteros presentes en San Pedro de las Colonias Coahuila y su biología relacionada a hábitos alimenticios para cada familia. ....	30
<b>Cuadro 4.</b> Parámetros de diversidad de especies, sobre la abundancia de insectos de Hymenoptera, a nivel Familia, en el cultivo de algodón GM. San Pedro de las Colonias, Coahuila, México, Ciclo P-V 2017 y 2018. ....	34

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Ciclo de vida del parasitoide.....	10
<b>Figura 2.</b> Porcentaje de la representatividad de las familias de Hymenoptera, por número de individuos colectados. ....	22
<b>Figura 3.</b> Representación gráfica de la abundancia de familias de Hymenoptera en el cultivo de algodón GM. Ciclo de producción P-V 2017. San Pedro de las Colonias, Coahuila, México.....	26
<b>Figura 4.</b> Representación gráfica de la abundancia de Hymenoptera en el cultivo de algodón GM. Ciclo de producción P-V 2018. San Pedro de las Colonias, Coahuila, México.....	26
<b>Figura 5.</b> Coincidencia de familias de Hymenoptera encontradas en el Ciclo de producción P-V 2017 y 2018. San Pedro de las Colonias, Coahuila, México. ....	27
<b>Figura 6.</b> Dispersión de 20 familias de Hymenoptera, en los dos primeros componentes con base en la abundancia registrada en el cultivo de algodón GM. San Pedro de las Colonias, Cohauila, México, 2017-2018.....	32
<b>Figura 7.</b> Curvas de rarefacción de la riqueza esperada de familias representantes de Hymenoptera, para el ciclo de producción P-V 2017 y 2018. San Pedro de las Colonias, Coahuila, México.....	33

## RESUMEN

El uso de organismos genéticamente modificados (OMG) han generado grandes expectativas en el desarrollo de agrocultivos; sin embargo, se origina incertidumbre sobre efectos causales sobre la fauna benéfica asociada al cultivo de algodón. En el presente estudio se evaluó la diversidad de la entomofauna de Hymenoptera, asociada al agroecosistema algodón GM establecido en la región de San Pedro de las Colonias, Coahuila, México en los ciclos de producción P-V 2017 y 2018. Los meses en los que se realizaron las colectas fueron de junio a septiembre en cada uno de los dos años de muestreo. Se capturaron himenópteros mediante dos métodos de muestreo, (red entomológica y por medio de trampas de caída); se colectaron 273 individuos del Orden Hymenoptera, de estos se identificó una riqueza de 20 familias, siendo la familia Mymaridae la que tuvo mayor abundancia (15.75%), seguida de Platygasteridae (14.29%) y Braconidae (11.72%). En el año 2017, se encontró menor número de insectos (39.19%, con respecto al total) con una riqueza del 60%, mientras que para 2018 se obtuvo mayor abundancia de insectos (60.80%) y una riqueza de 70%, con una coincidencia entre las familias del 23.80%, estas diferencias se debieron principalmente al manejo de agroquímicos en el cultivo. En lo que respecta a la funcionalidad trófica, se encontraron ectoparasitoides (70%), endoparasitoides (25%), hiperparasitoides (20%), polinizadores (15%), fitófagos (15%) y predadores (5%). Se detectaron familias multifuncionales como Braconidae, Eurytomidae, Figitidae, Ichneumonidae y Pteromalidae. En el análisis de varianza no paramétrico por el método de Kruskal Wallis, no hubo diferencias estadísticas significativas entre el número de individuos muestreados para cada Familia de himenópteros y se evidenció una diversidad baja tanto para 2017, como 2018 ( $H' = 0.809$  y  $H' = 1.006$ , respectivamente).

**Palabras clave:** Hymenoptera, algodón Bt, biodiversidad, cultivo transgénico, OGM.

## INTRODUCCIÓN

Los insectos son el grupo de animales más exitoso en el planeta tierra, con 1 004 898 especies formalmente descritas (Adler y Footitt, 2009).

El Orden Hymenoptera resulta ser uno de los grupos de insectos especialmente diverso en cuanto a morfologías, relaciones tróficas o comportamientos sociales. Basta señalar que es uno de los pocos órdenes que no tiene un nombre vulgar común a todas sus formas: reúne a hormigas, abejas, abejorros o avispas (Lasalle y Gauld, 1992).

Con más de 115 000 especies descritas, Hymenoptera es uno de los órdenes de insectos más grandes y diversos que existen. Se encuentra dentro de los cuatro órdenes de insectos más numerosos, es probable que sobrepase a Lepidoptera (mariposas y polillas) y a Diptera (moscas), y en riqueza de especies rivaliza, con el orden Coleoptera (escarabajos). El orden contiene 90 familias, y una de ellas, Ichneumonidae, la cual comprende más especies que todos los grupos de vertebrados juntos (Gauld y Bolton, 1988; Toro *et al.*, 2003; Hanson y Gauld, 2006).

Este grupo de insectos en su mayoría son específicos, y se le conoce como parasitoides, son el tipo más común de enemigo natural que se ha aprovechado y estudiado contra insectos plaga (Hall y Ehler, 1979; Greathead, 1995). Los parasitoides matan a sus hospederos y completan su desarrollo en un solo huésped (Godfray, 1994). La mayoría de los parasitoides pertenecen a los órdenes Diptera o Hymenoptera, unos pocos son Coleoptera, Neuroptera o Lepidoptera.

Son 26 las familias más comunes de parasitoides, entre las que se encuentran, como de mayor importancia: Braconidae, Ichneumonidae, Eulophidae, Pteromalidae, Encyrtidae y Aphelinidae (Hymenoptera) y Tachinidae (Diptera) (Greathead, 1995).

En 1996, el algodón GM se plantó por primera vez comercialmente en México (James, 2016), debido a la imposibilidad de cultivar algodón convencional en áreas con una fuerte presión de plagas (Terán-Vargas *et al.*, 2005); el aumento en la adopción de algodón GM ha sido gradual (Martínez-Carrillo, 2005), para 2019 la superficie sembrada con algodón GM fue de 199 525 ha, con un rendimiento de 856 308 toneladas (SIAP, 2019).

Los eventos de transformación o transgenes que se siembran en México específicamente de algodón, confieren dos características principales, una es la tolerancia a los herbicidas y la otra es la resistencia a las plagas de lepidópteros. En el caso, de la resistencia a lepidópteros, esta se debe a la inserción de genes Cry de la bacteria *Bacillus thuringiensis* (Bt) que confiere resistencia a etapas larvarias de diferentes plagas de lepidópteros tales como *Pectinophora gossypiella* (Saunders, 1844), *Helicoverpa zea* (Boddie, 1850), *Heliothis virescens* (Benedict *et al.*, 1993) y *Spodoptera exigua* (Hubner, 1808) (Wilson *et al.*, 1992, James, 2016).

Una de las principales preocupaciones en el uso de cultivos GM, es la posible pérdida o reducción de la diversidad asociada a estos cultivos y a la entomofauna benéfica, que interacciona con las especies plaga objetivo a la tecnología Bt y del posible efecto negativo que pueda tener estos cultivos sobre los organismos que no son plaga y por el contrario generan beneficios para el cultivo y la agricultura. Los parasitoides del Orden Hymenoptera, tienen especificidad hacia algunos lepidópteros; bajo este contexto se hace necesario e importante plantear estudios de monitoreo, principalmente de los artrópodos insectos que se consideran benéficos en la agricultura y que representan importancia en estudios de diversidad de especies, pues enriquecen el acervo de la biodiversidad de México, por tanto en el presente trabajo se estudió la diversidad del Orden Hymenoptera, en el cultivo de algodón GM, en una de las zonas productoras más importantes de México.

## **Objetivos**

### **Objetivo general**

Determinar la condición del Orden Hymenoptera presente en el cultivo de algodón Genéticamente Modificado en la zona productora de San Pedro de las Colonias, Coahuila.

### **Objetivo específico**

- a) Identificar las familias de Hymenoptera presentes en el cultivo de algodón GM, en la región de San Pedro de las Colonias, Coahuila.
- b) Estimar índices de diversidad sobre el número de individuos que se tenga para cada familia de Hymenoptera presente en el cultivo.

## **Hipótesis**

Existe alta diversidad de familias de Hymenoptera que interaccionan en el cultivo de algodón GM.

## REVISIÓN DE LITERATURA

### Origen del Cultivo de Algodón

Se considera que México es el centro de origen del algodón (*Gossypium hirsutum*) y que 11 de las 13 especies del género *Gossypium* en el hemisferio occidental son endémicas de nuestro país, el cual tiene relevancia cultural, económica, biológica y ecológica en el mundo (Pérez *et al.*, 2016).

### Importancia del Cultivo del Algodón

En México el cultivo del algodón va encaminado hacia el consumo como materia prima en la industria del vestido. La actividad algodонера tiene tres vertientes: la producción de fibra, la de hiladura y la producción final textil. Además, de estos usos, sus semillas se aprovechan para la producción de aceite y para consumo forrajero (SAGARPA, 2017).

De acuerdo a la FAO (2015), México ocupó el doceavo lugar en producción de algodón, en 2014. En nuestro país, los estados productores de algodón son Chihuahua (137 110 ha), Baja California (31 079 ha), Coahuila (19 846 ha), Sonora (8 463 ha), Durango (2 257 ha), y Tamaulipas (770 ha) que suman un total de 199 525 hectáreas sembradas y México participó con 856 308 toneladas de producción a nivel mundial. Asimismo, la producción nacional de algodón hueso registró 4.443 toneladas por hectárea, lo que significa, que una de cada mil toneladas de algodón disponible en el mundo se cultiva en este país; además, la participación nacional en la producción agroindustrial es de 1.4% (SIAP, 2019).

### Efectos e Impactos del Cultivo de Algodón GM en México

A mediados del siglo pasado en La Comarca Lagunera se hacían hasta 12 aplicaciones de insecticidas y aun así se registraban importantes pérdidas por lo que

muchos agricultores destinaron sus tierras a cultivos más rentables. Su rescate se consiguió con la siembra de variedades mejoradas genéticamente que lograron necesitar sólo una o dos aplicaciones de insecticidas (SIAP, 2014).

Diferentes líneas de evidencia indicaron que el uso de algodón GM, ha contribuido a reducir el número de aplicaciones de insecticidas necesarias para lograr un control adecuado de las plagas de lepidópteros, en las regiones algodonerías de México. El algodón es uno de los cultivos en los que se aplica la mayor cantidad de plaguicidas en el mundo, por lo que la alternativa de usar algodón Bt representa una ventaja desde el punto de vista ambiental (Abedullah *et al.*, 2015). Se sabe que el uso de plaguicidas puede tener un impacto negativo en la calidad del agua y el suelo, la salud humana, las especies acuáticas y otros organismos como lo son insectos benéficos o entomofauna que interactúan con el cultivo GM (Boatman *et al.*, 2004; Arias-Estevez *et al.*, 2008; Athukorala *et al.*, 2012).

### **Aspectos ecológicos y evolutivos del algodón GM**

Es importante señalar que los insecticidas formulados a base de *Bacillus thuringiensis* (Bt) se utilizan en el manejo integrado de plagas (MIP) y la agricultura orgánica debido a su alta especificidad. El Bt también está integrado en el manejo de plagas, debido a su naturaleza biodegradable y su capacidad para controlar plagas específicas, que carece de impacto en organismos no objetivo o benéficos como las abejas, avispas parasitoides, lombrices de tierra, escarabajos depredadores, para citar algunos ejemplos y que no poseen un sitio objetivo activo (o receptor) donde la proteína Bt puede interactuar (Pardo-López *et al.*, 2013). Los resultados de numerosos estudios con toxinas Bt muestran que cuando los organismos no objetivo están expuestos a toxinas Bt en cantidades similares, o más altas que las producidas por los cultivos Bt, no se ven afectados. Entre los estudios más detallados se encuentran aquellos en los que una plaga (por ejemplo, un áfido, ácaro o larva) se alimenta con algodón Bt y, en consecuencia, es consumida o parasitada por un depredador/parasitoide sin ningún efecto sobre el insecto no objetivo (Zwahlen *et al.*,

2003; Ferry *et al.*, 2005; Lu *et al.*, 2010; Schuler *et al.*, 2013). Debido a la alta efectividad del algodón Bt contra las plagas de lepidópteros más importantes, el daño inducido por este complejo de plagas en el algodón Bt es sustancialmente menor, o inexistente, en comparación con el daño que producían en el algodón convencional si no estaban controlados por insecticidas químicos. Sin embargo, la reducción de las plagas de lepidópteros en el algodón Bt puede dar como resultado un aumento de otras plagas en dicho cultivo, que no están controladas por el algodón Bt. Este fenómeno se ha observado en todo el mundo y las nuevas plagas se consideran como emergentes, que ocupan los nichos de las plagas primarias (Wang *et al.*, 2006, 2009; Zhao *et al.*, 2011).

## **Manejo Integrado de Plagas**

### **Control biológico**

El control biológico, como una parte del control natural, es la represión de las plagas mediante sus enemigos naturales, es decir a través de la acción de predadores, parasitoides, patógenos y antagonistas o competidores, para mantener la densidad de las plagas a un nivel más bajo que el que existiría en su ausencia (Pérez-Consuegra, 2004).

Este tipo de control constituye un componente que ha adquirido importancia en los programas de manejo de plagas agrícolas, toda vez que se considera promisorio en el tránsito hacia la agricultura sostenible y para los sistemas de producción que comercializan bajo las exigencias de producción más limpia (DeBach, 1974; Vázquez *et al.*, 2008).

Control biológico entonces se refiere, por un lado, al fenómeno natural que consiste en la regulación del número de plantas y animales por medio de enemigos naturales (parásitos, predadores y patógenos). Por otro lado, el control aplicado de plagas es una técnica que incluye la manipulación de esos agentes naturales por el hombre

para reducir las pérdidas en agricultura, forestación o productos comerciales (Bennett, 1990).

La vegetación acompañante de los cultivos, o malezas, puede ser un competidor por espacio, nutrientes y luz, además pueden servir de albergue a insectos plaga. Sin embargo, esta vegetación también contribuye con entomofauna benéfica, entre las cuales se encuentran los parasitoides.

## **Parasitoides**

### **Origen del parasitoidismo**

Un parasitoide es un organismo cuyas larvas se alimentan y desarrollan en el interior (endoparásitos) o en la superficie (ectoparásitos) del cuerpo de otro artrópodo, por lo general un insecto (LaSall *et al.*, 1991). Con el tiempo, las larvas variaron su dieta habitual y comenzaron a tomar otro tipo de alimento, huevos u otras larvas próximas que pudieran encontrar por azar, poco a poco se hicieron más y más dependientes de su nueva alimentación, hasta que llegaron a un punto en el que la hembra adulta tuvo que buscar un organismo animal para ovipositar sobre él y asegurar que el alimento siguiera estando disponible para su descendencia. Las estrategias de búsqueda y postura variaron según las especies y determinaron en gran manera los comportamientos reproductores que hoy se han observado; pero en todos los casos, inyectar veneno para que la presa estuviese quieta y no dañara el huevo, o posteriormente su larva, parecía lo más adecuado. Una especie cuya larva se va a desarrollar de esta forma recibe el nombre de parasitoide (Askew, 1971).

Los insectos en su hábitat viven en contacto con diversos estímulos que influyen sobre sus comportamientos. La búsqueda de alimento es una actividad muy importante, donde el esfuerzo se concentra en encontrar los recursos alimenticios con el mayor retorno energético y el menor riesgo. Estos recursos, en general no tienen una distribución homogénea en el hábitat, sino que se encuentran agrupados

en parches que ofrecen distintas disponibilidades (Begon *et al.*, 2006). Entonces, en el caso de los insectos, tienden a intensificar la búsqueda en lugares donde la probabilidad de encontrar su alimento es mayor (Schowalter, 2006).

Algunos insectos realizan una búsqueda de alimento al azar donde eventualmente encontrarán recursos. Sin embargo, la gran mayoría, responden a señales que son indicadoras de potenciales fuentes de alimentación. La búsqueda de hospederos por los parasitoides está mediada en la mayoría de los casos por compuestos químicos. Sin embargo, existen factores que pueden influenciar la percepción de estos químicos por los insectos. Por ejemplo, factores que modifiquen la concentración de los gradientes químicos en el aire o el agua, así como factores ambientales que afectan la dispersión de las corrientes de estos químicos, lo que puede influir directamente en su percepción (Begon *et al.*, 2006).

Los parasitoides se desarrollan dentro o sobre el insecto huésped, el cual casi siempre muere. El estado larvario del parasitoide es parásito, mientras que el adulto es de vida libre y muy activo, por ello se les nombra parasitoides. Los parasitoides más comunes son insectos de los órdenes Hymenoptera y Diptera. Los parasitoides no requieren más de un huésped para completar su ciclo de vida, pues son relativamente grandes en comparación con el huésped (Fernández y Sharkey, 2006).

Las señales químicas utilizadas por los insectos para intercambiar información entre individuos son compuestos químicos que se conocen como infoquímicos. Estos se agrupan según la identidad del emisor y del receptor o por el efecto (benéfico, perjudicial o neutro) que tiene el infoquímico sobre los individuos involucrados en la interacción (Gordh y Headrick, 2001).

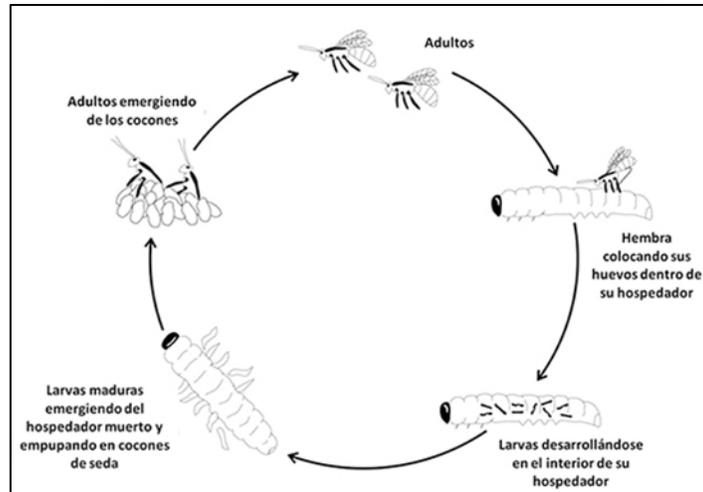
En el caso de los insectos hematófagos y parasitoides, los compuestos liberados por un organismo emisor que resultan benéficos sólo para el individuo receptor se llaman kairomonas y el ejemplo típico lo constituyen los olores del hospedero (Nordlung y Lewis, 1976; Dicke y Sabelis, 1988; Vet y Dicke, 1992). Por otro lado, factores

intrínsecos individuales del organismo receptor, como la sensibilidad a los olores, también pueden influir en la manera en que se perciben o interpretan los químicos.

Hay muchos insectos benéficos a nivel mundial, pero solamente hay algunos que son enemigos naturales de plagas y ha estado dominada por el uso de enemigos naturales, los más comunes de encontrar son: mariquitas, tortolitas o catarinitas (Coleoptera: Coccinellidae), crisopas (Neuroptera: Chrysopidae), antocóridos (Hemiptera: Orius), ligaéidos, sírfidos, avispas de agallas, hormigas, avispas parasíticas, moscas parasíticas y ácaros depredadores. La importancia relativa varía de acuerdo con cada insecto plaga, el hábitat y la estación o época del año (Van Lenteren *et al.*, 2018).

### **Ciclo de vida de un parasitoide**

El ciclo de vida de un parasitoide, se compone de una serie de fases continuas. Primero utilizan mecanismos de atracción (feromonas), se aparean cerca o lejos del hospedero del que emergen los adultos del parasitoide. Luego sigue una fase de alimentación de los adultos, antes o después de que pongan sus huevos, con el néctar de las flores o de fluidos del hospedero que van a parasitar. Durante la localización del hospedero, la hembra del parasitoide es atraída primero hacia la planta, que a su vez atrae al insecto hospedante con sustancias químicas atrayentes de largo alcance. Posterior a esto, el parasitoide es atraído por su hospedero con sustancias menos volátiles de corto alcance, en el que finalmente la hembra del parasitoide deposita sus huevos, esta es la fase de parasitación (Figura 1). En la etapa de oviposición en el hospedero, la hembra del parasitoide puede o no paralizar a la larva antes de ovipositar. En muchas ocasiones, según el tamaño del hospedero, la hembra del parasitoide puede poner más o menos huevos o incluso, seleccionar el sexo de los individuos que van a eclosionar de los mismos, dependiendo de la proporción de hembras o machos de la población (Carballo y Guaharay, 2004).



**Figura 1.** Ciclo de vida del parasitoide.

Las familias del Orden Hymenoptera en donde se han encontrado especies parasitoides son: Orussidae, Trigonalidae, Evaniidae, Aulacidae, Gasteruptionidae, Ibalidae, Charipidae, Figitidae, Eucolidae, Leucospidae, Chalcididae, Eurytomidae, Torymidae, Agaonidae, Perilampidae, Pteromalidae, Signiphoridae, Encyrtidae, Aphelinidae, Trichogrammatidae, Mymaridae, Eulophidae, Eucharitidae, Proctotrupidae, Diapriidae, Scelionidae, Platygasteridae, Roproniidae, Megaspilidae, Ceraphronidae, Ichneumonidae, Braconidae, Drynidae, Bethylinidae, Chysididae, Tiphidae, Pompilidae.

### **Tipos de parasitoides**

Como resultado de la presión selectiva en la búsqueda de hospederos, se ha generado una gran variación en las adaptaciones de los parasitoides. Debido a esto, existen diferentes criterios para clasificarlos. Según el estado del hospedero que parasitan, se denominan parasitoides de huevos, de larvas, de pupas o de adultos. Según el comportamiento alimentario de la larva, pueden ser: endoparasitoide cuando se desarrolla dentro del cuerpo del hospedero, o ectoparasitoide cuando vive externamente, aferrados al cuerpo mediante sus piezas bucales (Godfray, 1994).

Los parasitoides que producen un solo adulto por hospedero parasitado se denominan parasitoides solitarios, en oposición a los parasitoides gregarios, donde

se desarrollan de dos a varios miles de individuos a partir de un solo hospedero. Cuando un parasitoide ataca a un hospedero ya parasitado por una hembra de la misma especie se denominan superparasitoide, cuando la hembra es de una especie diferente el parasitoide se denomina multiparasitoide. Por último, cuando la hembra ataca a una larva parasitoide que se encuentra parasitando a un hospedero se denominan hiperparasitoide (Godfray, 1994).

Una vez localizado el hospedero, los parasitoides, principalmente los himenópteros, utilizan las antenas y el ovipositor para evaluar si es apto para la puesta, para la alimentación o para ambas actividades. Para ello recurren a una gran variedad de estímulos procedentes del hospedero, que incluyen las marcas químicas aplicadas externa o internamente por otro parasitoide, la detección visual o táctil de huevos o larvas en su cutícula, la presencia de tejidos necróticos o la ausencia de movimiento, entre otras características (Viñuela *et al.*, 1992).

Tras aceptar al hospedero, los parasitoides pueden seguir dos estrategias. La primera consiste en clavar el ovipositor en el cuerpo del hospedero e inyectarle un veneno que puede matarlo, paralizarlo de manera definitiva o frenar su desarrollo; a continuación, pone un huevo sobre su cuerpo o próximo a él, de forma que al emerger la larva se alimente del cuerpo indefenso. A este tipo de parasitoide se le denomina "idiobionte". En este caso, la larva del parasitoide sólo dispone de los recursos del hospedero en el momento de la puesta para completar su crecimiento. La segunda estrategia permite que el hospedero continúe desarrollándose y creciendo tras la puesta, de manera que, frecuentemente el hospedero completa su desarrollo larvario y muere al pupar. Este tipo de parasitoide se conoce como "koinobionte" o "cenobionte" (Godfray, 1994).

Los parasitoides cenobiontes en general, permiten el paso de un estadio del hospedero al otro, como aquellos que son parasitoides de huevo-larva y larva-pupa. En muchos casos los cenobiontes no paralizan el hospedero durante la oviposición, pero pueden suspender el desarrollo durante su estado larval o pueden alimentarse

de órganos no vitales del hospedero para lograr completar su desarrollo. El hecho de que la hembra en el momento de la puesta paralice de manera definitiva (idiobionte) o temporal (cenobionte) al hospedero lleva asociado una serie de características biológicas, fisiológicas y morfológicas en el parasitoide (Godfray, 1994).

### **Uso de parasitoides**

Los parasitoides son a menudo los enemigos naturales más eficientes de los insectos plaga (Van Driesche *et al.*, 2007), su aprovechamiento es la primera opción a ser considerada en programas de Manejo Integrado de Plagas (MIP) y han sido la más explorada a nivel mundial (Clausen, 1978). De las 26 familias de parasitoides, los géneros usados más frecuentemente en control biológico son Braconidae, Ichneumonidae, Eulophidae, Pteromalidae, Encyrtidae y Aphelinidae (Hymenoptera) (Greathead, 1986; Van Driesche *et al.*, 2007).

La Familia Braconidae es una de las más importantes del Orden Hymenoptera, con cerca de 21 221 especies agrupadas en 1 103 géneros (Yu *et al.*, 2016).

En países como México y Centroamérica se han realizado estudios para determinar las tasas de parasitismo en áreas naturales y cultivadas (Aluja *et al.*, 1998; Steck *et al.*, 1986) dentro de la familia Braconidae se han realizado diversos estudios relacionados con parasitismo y se han encontrado porcentajes desde 5% a 60% (Núñez; 2004).

### **Mecanismo de Parasitación de Hymenoptera**

Los mecanismos de oviposición de los insectos parasitoides han sido muy estudiados y con frecuencia están asociados a un gran número de caracteres adaptativos, dirigidos a asegurar que la joven larva sea capaz de desarrollarse en su huésped normal (Davies, 1991). La selección del hospedero involucra dos actividades: primero la búsqueda y reconocimiento del hospedero dentro de su

hábitat; segundo, el reconocimiento del parasitoide hacia su hospedero y si éste puede regular o no su fisiología y así determinar si este es apropiado para ser parasitado. En los himenópteros, frecuentemente las hembras introducen el ovipositor para examinar las condiciones fisiológicas del hospedero y saber si son óptimas o si este ha sido previamente parasitado (Vet *et al.*, 1995; Leyva, 2000).

### **Parasitoides de huevo**

Los parasitoides de huevos son principalmente avispas diminutas, en su mayoría de las familias Trichogrammatidae, Scelionidae, Braconidae y Mymaridae. En la naturaleza se encuentra una gran diversidad de especies de parasitoides de huevos, y los géneros *Trichogramma sp.* y *Telenomus sp.*, son los que incluyen el mayor número de especies que actúan principalmente contra plagas del Orden Lepidoptera (Salazar *et al.*, 2006).

### **Parasitoides de larva**

Los órdenes Hymenoptera y Diptera incluyen las principales especies de insectos parasitoides de larvas de otros insectos que son dañinas en cultivos o se consideran plagas. Estos insectos benéficos son parte de una gran diversidad, que buscan las larvas de las plagas que le sirven de hospedero (Salazar *et al.*, 2006).

Los himenopteros o avispas parasitoides de larvas tienen diferentes tamaños y coloración la mayoría son negras o marrones algunas son de un azul o verde metálicos y otras tienen líneas de color naranja o amarillo brillante, las especies buscan a su hospedero cuando éste se encuentra en sus primeros estados larvales, para colocar dentro de su cuerpo o fuera de él sus huevos. Dentro del Orden Hymenoptera, las familias más reconocidas como parasitoides exclusivos de larvas son: Braconidae, Ichneumonidae, Encyrtidae, Eulophidae, Pteromalidae y Bethyidae (Corporación para el desarrollo de insumos y servicios agroecológicos, 2004).

## Ejemplos de los principales mecanismos de parasitación por himenópteros

En el Orden Hymenoptera, los dos taxones con mayor número de parasitoides utilizados en el control biológico de plagas son la Superfamilia Ichneumonoidea y Chalcidoidea, la primera incluye a las familias Braconidae e Ichneumonidae, que presentan un gran número de especies con un amplio rango de hospederos y ciclos biológicos. Los géneros y especies con éxito en el control biológico de plagas están restringidos solo a estas dos familias (DeBach, 1974).

En los braconídeos, el éxito se basa en la lucha contra los lepidópteros, mientras que en los icneumonídeos se centra en la lucha contra los himenópteros. En la Subfamilia Ichneumoninae, algunas especies útiles como aplicación en el control biológico de plagas agrícolas son: *Ichneumon rudis* parasitoides de crisálidas del pino (*Thaumetopoea pityocampa* Denis y Schiffermüller), e *Ichneumon disparis* especie que parasita distintas orugas de encinos, robles, pinos, abetos y sauces (DeBach, 1974).

Dentro de Ichneumonoidea la Subfamilia Pimplinae destaca la especie *Pimpla rufipes* (Miller 1759) que parasita a las orugas del tortricido de los encinos (*Tortrix viridana* L.), la larva peluda y la larva rayada o falsa gusano *Lymantria dispar* (LINNAEUS 1758) y *Malacosoma neustria* (LINNAEUS 1758), se trata entonces de un parasitoide de importancia forestal y es considerada una especie sumamente benéfica (Alomar *et al.*, 2002).

En la Subfamilia Ophioninae perteneciente a la Familia Ichneumonoidea se encuentran especies de elevado interés desde el punto de vista agrario y forestal al parasitar orugas de lepidópteros y larvas de coleópteros e himenópteros fitófagos. La especie *Ophion luteos* (Linnaeus, 1758) actúa sobre diversas orugas como *Diprion pini*(LINNAEUS 1758), *Lasiocampa quercus* (Linnaeus, 1758) (Alfaro, 2005).

Dentro de los braconidos, destacan una serie de subfamilias por su importancia como especies benéficas en el control de plagas, una de ellas es la Subfamilia Aphidiinae, es tal vez una de las más importantes debido a que son parasitoides de ninfas y adulto. En condiciones de campo se ha observado parasitismo en larvas de tercer instar de *Anthonomus grandis* (Boheman 1843), por el ectoparasitoide *Bracon vulgaris* (Hymenoptera: Braconidae) (Ramalho *et al.*, 2000).

La familia Eulophidae está formada mayoritariamente por parasitoides primarios de larvas ocultas, especialmente minadoras, las especies más conocidas atacan lepidópteros, pero también pueden parasitar larvas de otros insectos que viven en similares situaciones como los Agromyzidae, Tenthredinidae y Curculionidae. Dentro de esta familia se encuentra un gran número de especies benéficas utilizadas en programas de control biológico, como *Diglyphus isaea* (Walker 1838) Esta especie es un ectoparasitoide muy eficaz de larvas del díptero minador de hojas *Liriomyza trifolii* (Blom, 2002).

El Género *Trichogramma* es el grupo más importante de los 80 que tiene la familia Trichogrammatidae y ha sido ampliamente usado como agente de control biológico. Es el género de mayor riqueza de especies registrada de esta familia en el mundo, sin embargo, aún quedan regiones o áreas en las que no se han realizado colectas exhaustivas. Como con la mayoría de los microhimenópteros, los tricogramátidos a menudo pasan desapercibidos para los colectores por su tamaño diminuto y en consecuencia son relativamente desconocidos (Pinto, 1997).

## **MATERIALES Y MÉTODOS**

### **Ubicación de la Zona de Estudio**

El estudio y detección de la diversidad del orden Hymenoptera asociada al cultivo de algodón Genéticamente Modificado (GM), se llevó a cabo en el rancho “El Rincón del Buitre” perteneciente a la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN), que se encuentra ubicado en la comunidad de El Retiro, en el municipio de San Pedro de las Colonias, Coahuila, México (25° 49' 09" N, 103° 06' 48" W, elevación de 1 102 m sobre el nivel del mar), zona importante para la producción de algodón, ubicada en La Comarca Lagunera. Bajo el desarrollo del Proyecto 1043, de Cátedras CONACYT, titulado “Monitoreo de Resistencia de Insectos a las Toxinas Cry de Bt”.

### **Muestreo de Insectos**

Para el desarrollo de esta investigación se consideraron dos años de muestreo, en el ciclo productivo del algodón para la región, P-V 2017 y 2018, que abarcaron los meses de julio a octubre, por lo que se consideraron cuatro muestreos uno por cada mes a partir de la etapa de floración y desarrollo de cuadros y bellotas (21 de julio, 18 de agosto, 22 de septiembre y 07 de octubre).

En el año 2017 se realizó el muestreo en 10 híbridos de algodón (DP0912, DP1321, DP0935, DP1441, FM1740, FM1830, FM1900, FM2007, FM2334 y FM989), establecidos en una hectárea cada uno en forma aleatoria con cuatro repeticiones (cada repetición consistió de una parcela experimental de 2 500 m<sup>2</sup>). Mientras que para el 2018 se hicieron los muestreos en siete híbridos (FM2007, DP1321, FM2334, FM1830, DP1441, DP0912 y DP1558) distribuidos en 600 m<sup>2</sup>, mediante un diseño experimental de bloques completamente al azar con cuatro repeticiones (para este

caso la parcela experimental consistió de cuatro surcos de 6.0 m de largo, y los muestreos se realizaron en los dos surcos centrales).

Los híbridos de algodón establecidos para realizar los muestreos, presentan al menos en su estructura genética genes para la expresión de la toxina Cry1Ac para el control de lepidópteros, así como genes que expresan tolerancia al herbicida glifosato, con excepción del híbrido FM989 que es convencional.

Los métodos de muestreo fueron mediante red entomológica (38.0 cm de diámetro) dando cinco golpes sobre la vegetación de las plantas, este método fue llevado a cabo en los dos años. Otro método de muestreo se realizó mediante la colocación de trampas de caída o Pitfall, el cual solo se llevó a cabo durante el año 2018; las trampas fueron colocadas entre la vegetación del cultivo sobre el bordo del surco, en total se colocaron 28 trampas en 600 m<sup>2</sup>, por muestreo.

### **Manejo del Cultivo**

El cultivo de algodón para el año 2017, se manejó tal cual se dieron las labores culturales en la región, para ese año, de la misma forma para el control de plagas y enfermedades y la fecha de siembra se realizó de acuerdo a las fechas establecidas por el Comité Estatal de Sanidad Vegetal en el estado de Coahuila (CESAVECO) y su Junta Local de Sanidad Vegetal (JLSV), así como bajo las condiciones que rige la norma oficial para la producción de algodón GM (NOM-026-FITO-1995; NOM-026-SAG/FITO-2014).

Para 2018, el manejo de cultivo fue diferente, la fecha de siembra fue desfasada un mes a las fechas permitidas por el CESAVECO, además para evitar influencia por factores externos, como los insecticidas químicos en la dinámica poblacional de los insectos, no se realizaron aplicaciones para el control de plagas no blanco a la tecnología del Bt; sin embargo, las otras labores culturales, incluyendo el control de

maleza, se llevó a cabo según las actividades normales que se realizan al cultivo en la localidad.

### **Conservación de Insectos**

Los insectos de cada uno de los muestreos realizados, se colocaron en frascos con alcohol al 70%, para mantener a los ejemplares colectados en las mejores condiciones posibles para su estudio, se trasladaron a la UAAAN, para su limpieza (eliminación de restos vegetales y cambio de alcohol).

### **Conteo e Identificación de Insectos**

Los insectos fueron separados e identificados en el Departamento de Parasitología de la UAAAN, con apoyo de expertos en identificación y de claves taxonómicas (Introducción a los Hymenoptera de la región neotropical) así como por comparación en página de internet específicas para el Orden Hymenoptera <https://bugguide.net> del Departamento de Entomología de la Universidad Estatal de Iowa, EUA. Una vez identificados los especímenes se contabilizaron por Familia y año de muestreo y se registró el dato en número de individuos (n).

### **Variables Evaluadas y Análisis Estadístico**

Los insectos se identificaron hasta el nivel taxonómico de Familia del orden Hymenoptera, se obtuvo como variable la abundancia de individuos (n= número de insectos) tanto para el año 2017, como para el año 2018.

Con ayuda del programa de BioDiversity Pro (McAleece *et al.*, 1997), se obtuvieron parámetros de diversidad como riqueza de las familias y abundancia de individuos, así como los porcentajes correspondientes en cada caso.

Se calcularon también índices de diversidad de Shannon-Wiener ( $H'$ ) y el índice de equidad de Simpson ( $D$ ), dominancia de familias abundantes por el índice de Berger y Parker ( $d$ ), riqueza específica por el índice de Margalef ( $D_{mg}$ ), uniformidad mediante el índice de equidad de Hill y rarefacción. Todos los índices se calcularon a nivel de familia, sobre el número de insectos encontrados ( $n$ ) en el ciclo del algodón GM, tanto para el año 2017 y 2018.

Se llevó a cabo un análisis multivariado de componentes principales con la finalidad de conocer la estructura de la diversidad de los insectos, dicho análisis se hizo con base en la matriz de correlaciones, para determinar la distribución de las familias de los insectos por su abundancia, por tanto, el análisis se expresó en un plano de dispersión y agrupamiento con los dos primeros componentes.

Los datos a nivel de familia se sometieron a un análisis de varianza ajustado al modelo completamente al azar para definir la significancia entre la diversidad encontrada en cada año de muestreo, usando el paquete estadístico computacional de SAS (SAS System, 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; esta prueba utiliza rangos de datos de muestras independientes, para probar la hipótesis de que las poblaciones provienen de medias iguales; de esta forma las comparaciones se consideraron con una confiabilidad del 99, 95 y 90% ( $\alpha \leq 0.01$ ,  $\alpha \leq 0.05$  y  $\alpha \leq 0.10$ ; respectivamente).

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### Abundancia y Riqueza de Hymenoptera

Se colectaron 273 insectos del orden Hymenoptera en el cultivo de algodón GM, de los cuales se identificaron 20 familias (Cuadro 1); además se observó que en el cultivo se desarrollan una gran variedad de insectos benéficos asociados a Hymenoptera, los cuales pueden contribuir a reducir los daños producidos por las plagas secundarias emergentes en el cultivo. García *et al.* (2017) colectaron un total de 12 286 artrópodos (individuos) en un cultivo GM con tecnología Bt, de los cuales, Hymenoptera estuvo representado con 1 224 individuos, lo que equivale a 10.2% del total de la abundancia, estos autores también consideraron que este orden, es uno de los más importantes por su representatividad en dichos cultivos.

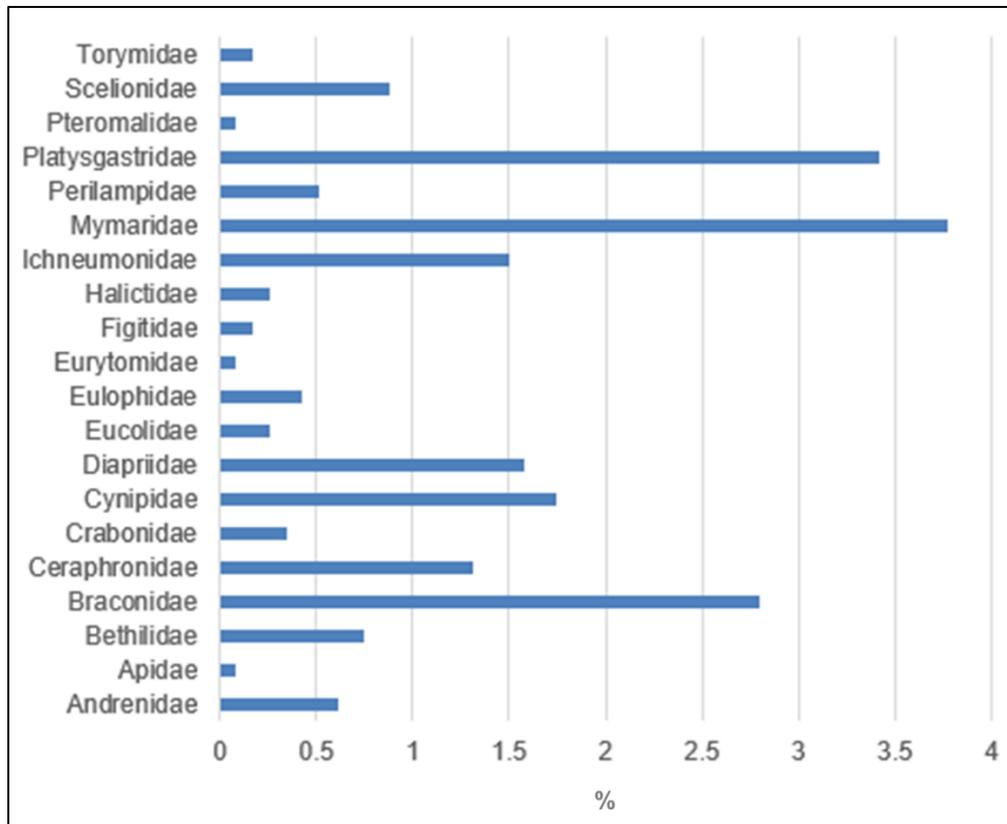
**Cuadro 1.** Abundancia de Hymenoptera en el cultivo de algodón, para la región de San Pedro de las Colonias, Coahuila, México. Ciclo de producción P-V 2017 y 2018.

Familia	Abundancia	
	Individuos	Porcentaje
Andrenidae	7	2.56
Apidae	1	0.37
Bethylidae	8	2.93
Braconidae	32	11.72
Ceraphronidae	15	5.49
Crabonidae	4	1.47
Cynipidae	20	7.33
Diapriidae	18	6.59
Eucolidae	3	1.10
Eulophidae	5	1.83
Eurytomidae	1	0.37
Figitidae	24	8.79
Halictidae	3	1.10
Ichneumonidae	16	5.86

Mymaridae	43	15.75
Perilampidae	6	2.20
Platysgastridae	39	14.29
Pteromalidae	6	2.20
Scelionidae	20	7.33
Torymidae	2	0.73
<b>Total</b>	<b>273</b>	<b>100</b>

Estos datos sugieren que los himenópteros inciden de manera importante en el cultivo de algodón GM, tal cual lo reportan La Porta *et al.* (2013) con parasitoides oófagos de este Orden que se presentan de manera importante en las poblaciones de hemípteros presentes en el cultivo de soja. Por otro lado, Castiglioni *et al.* (2017) mencionan que los himenópteros parasitoides brindan el servicio ecosistémico de control biológico de numerosas plagas agrícolas. Los himenópteros parasitoides comprenden aproximadamente el 75 % del número estimado de especies de parasitoides y operan por vía natural limitando de forma aún no bien cuantificada las poblaciones de numerosos insectos perjudiciales, incluso en gran parte de los agroecosistemas (Bentancourt y Scatoni 2001; Belshaw *et al.*, 2003; Perioto *et al.*, 2004; Castiglioni *et al.*, 2017).

La composición de Hymenoptera en el cultivo de algodón GM, estuvo constituida por las familias: Apidae, Eurytomidae, Torimidae, Halictidae, Eucolidae, Crabonidae, Eulophidae, Perilampidae, Pteromalidae, Andrenidae, Bethilidae, y Ceraphronidae, quienes tuvieron la menor representatividad (0.37% a 5.49%) con respecto al total de individuos colectados en un rango de 1 a 15 (n); además de las familias Braconidae, Ichneumonidae, Diapriidae, Cynipidae, Scelionidae y Figitidae, las cuales tuvieron una representatividad con porcentajes que van de 5.86% a 11.72% (n=16-32, respectivamente); por otro lado, las familias con mayor representatividad en cuanto al número de individuos colectados fueron: Platysgastridae y Mymaridae con un porcentaje de 14.29% (n= 39) y 15.75% (n= 43), respectivamente (Cuadro 1, Figura 2).



**Figura 2.** Porcentaje de la representatividad de las familias de Hymenoptera, por número de individuos colectados.

Perioto *et al.* (2002) indican que la Familia Mymaridae actúan como endoparasitoides de huevos pertenecientes al Orden Coleoptera, Diptera y Hemiptera y en el cultivo del algodón este tipo de insectos representa un 5% de la diversidad total de la población insectos, datos que son rebasados con lo que se encontró en esta investigación (Figura 2).

Algunos de los Hymenopteros que se identificaron en esta investigación, tuvieron baja representatividad, tal es el caso de Apidae y Eurytomidae. En el caso de Apidae es una familia que comprende a insectos polinizadores la presencia en el cultivo de algodón y su presencia puede estar influenciada por el manejo del cultivo, los servicios que estos insectos ofrecen hacen importantes contribuciones a la producción del cultivo y las mejoras de la calidad de fibra, como es el caso del algodón, son el resultado de una buena polinización (FAO, 2009). Según, Gaglianone *et al.* (2010) la Familia Apidae tiene especies que juegan un papel importante como

polinizadores en diversos cultivos, y la baja representatividad en el cultivo, puede estar influenciada por efectos indirectos causados por las toxinas Cry de Bt, insertadas en los cultivos GM; además, en este sentido Groot y Dicke, (2002) mencionan que dentro de los artrópodos que no son blanco de la toxina Bt, y que pueden ser afectados indirectamente, son los insectos herbívoros, polinizadores, predadores y parasitoides. Sin embargo, Hanley *et al.* (2003) y Permingeat y Margarit (2005) indican que en estudios con toxina Cry, sobre polinizadores, no se detectaron efectos tóxicos de dicha proteína producida por el maíz Bt, tanto en el caso de individuos adultos como de larvas de la especie *Apis mellifera* alimentadas con polen derivado de estas plantas.

La FAO (2009) hace mención que la abeja melífera domesticada, *A. mellifera* (y sus diversos parientes asiáticos, pertenecientes a la Familia Apidae) se han utilizado para proporcionar sistemas de polinización en régimen de gestión, pero para muchos cultivos, las abejas no son eficaces o no llegan a ser polinizadores óptimos, tal es el caso del algodón donde la flor no es atractiva para estos insectos o cómo lo mencionan Kremen *et al.* (2002) que diferentes polinizadores se muestran más activos en diferentes momentos del día o en diferentes condiciones climáticas, e incluso en diferentes años, de forma que la condición de más abundante y eficaz de los polinizadores de un cultivo puede variar de un polinizador a otro. En este sentido, Archer y Pyke (1991) mencionan que las variedades criollas y los cultivares que han conservado características atractivas para los polinizadores es un aspecto poco apreciado de la diversidad fitogenética que merece su conservación, caso contrario a lo que se puede considerar en un cultivo GM, ya que este tiene características homogéneas y que además se establece como monocultivo lo que repercute en la diversidad de insectos, estos mismos autores indican que se desconoce gran parte de la biología de la polinización de muchas plantas y cultivos y por ende la abundancia de polinizadores en la vegetación potencial de los sitios.

La FAO (2009) explica que los grandes programas de lucha contra los insectos aéreos (caso langostas en pastizales en África) o plagas primarias (caso *A. grandis*

en el cultivo de algodón en Brasil) en vastas zonas, pueden repercutir en las especies no objetivo, como los polinizadores o agentes de control biológico, ya que la pérdida o disminución de estos, es debida a las pulverizaciones aéreas con plaguicidas o aplicaciones constantes para la lucha contra dichas plagas. Aunado a ello el cambio climático que está causando cambios en la distribución de muchas especies, algunos insectos responden en gran parte reduciendo o ampliando sus rangos de acuerdo con las nuevas pautas climáticas. En consecuencia, la posibilidad de que los cultivos pierdan especies fundamentales, o los desequilibrios entre los rangos de los cultivos y los insectos benéficos, son una amenaza real.

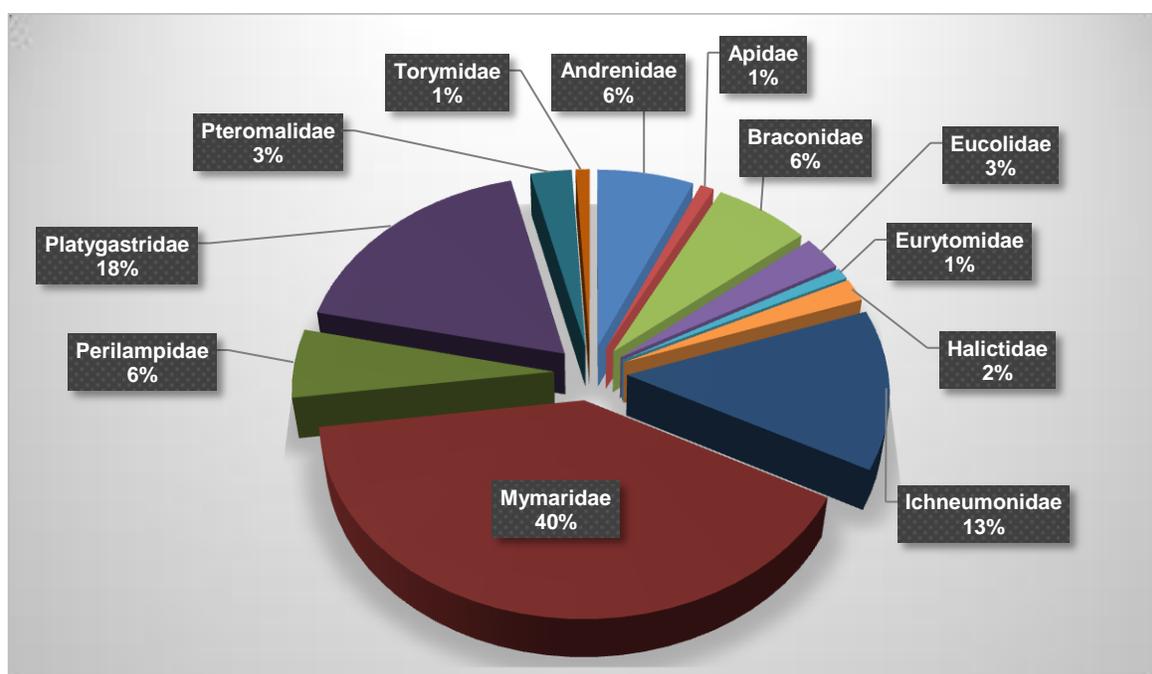
### **Análisis de los Muestreos en Algodón GM por Ciclo de Producción**

Los monitoreos de la entomofauna para el estudio de los hymenopteros en el cultivo del algodón GM, se realizó para el ciclo productivo del 2017 y para el 2018. Por lo que en 2017 se monitoreó una abundancia de 107 individuos con una riqueza de 12 familias (Andrenidae, Apidae, Braconidae, Eucolidae, Eurytomidae, Halictidae, Ichneumonidae, Mymaridae, Perilampidae, Platygasteridae, Pteromalidae y Torymidae), de las cuales la familia Mymaridae tuvo el mayor número de individuos (n= 43; 40.19%), mientras que las familias Apidae, Eurytomidae y Torymidae tuvieron el menor número de individuos (n= 1; 0.93%) (Cuadro 2 y Figura 3).

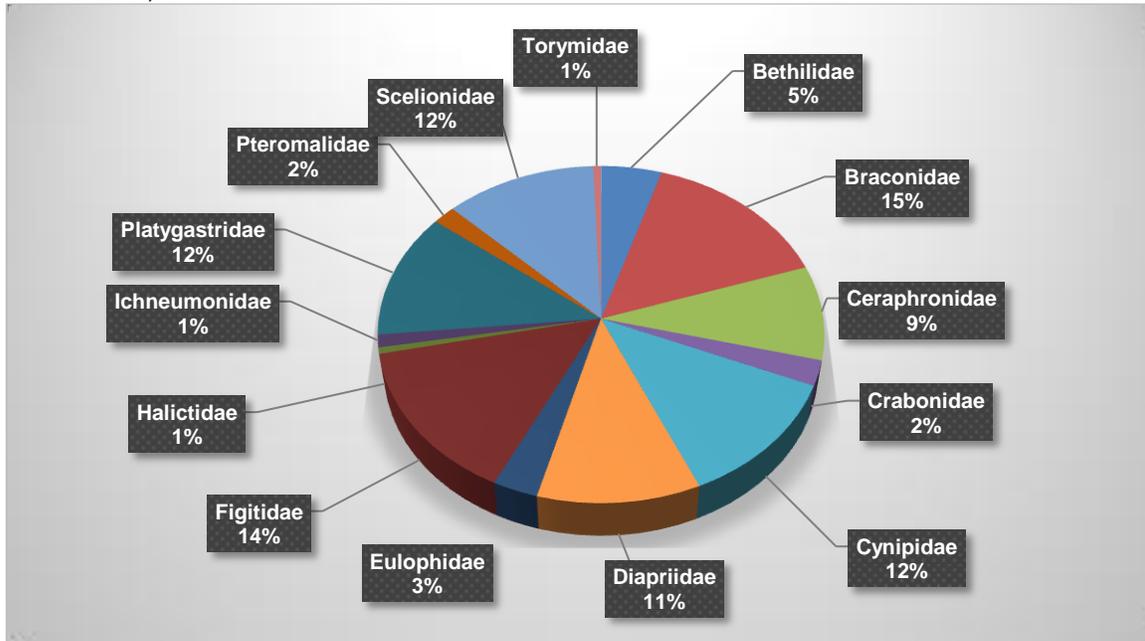
Para el caso de la evaluación realizada en 2018, se encontró una abundancia total de 166 individuos y en cuanto número de familias se tuvo una riqueza de 14 familias (Cuadro 2). La familia con mayor representatividad fue Braconidae (n= 25; 15.10%) seguida de Figitidae (n=24; 14.45%) y Cynipidae (n=20; 12.04 %); mientras que las de menor representatividad fueron Halictidae y Torimidae (n=1; 0.60%) (Cuadro 2 y Figura 4).

**Cuadro 2.** Abundancia de Hymenoptera en el cultivo de algodón para el ciclo P-V 2017 y 2018, San Pedro de las Colonias, Coahuila, México.

Familia	2017	Porcentaje (%)	2018	Porcentaje	Abundancia Total	Porcentaje (%) Total
Andrenidae	7	6.54	0	0.00	7	2.56
Apidae	1	0.93	0	0.00	1	0.37
Bethylidae	0	0.00	8	4.82	8	2.93
Braconidae	7	6.54	25	15.06	32	11.72
Ceraphronidae	0	0.00	15	9.04	15	5.49
Crabonidae	0	0.00	4	2.41	4	1.47
Cynipidae	0	0.00	20	12.05	20	7.33
Diapriidae	0	0.00	18	10.45	18	6.59
Eucolidae	3	2.80	0	0.00	3	1.10
Eulophidae	0	0.00	5	3.01	5	1.83
Eurytomidae	1	0.93	0	0.00	1	0.37
Figitidae	0	0.00	24	14.46	24	8.79
Halictidae	2	1.87	1	0.60	3	1.10
Ichneumonidae	14	13.08	2	1.20	16	5.86
Mymaridae	43	40.19	0	0.00	43	15.75
Perilampidae	6	5.61	0	0.00	6	2.20
Platygastridae	19	17.76	20	12.05	39	14.29
Pteromalidae	3	2.80	3	1.81	6	2.20
Scelionidae	0	0.00	20	12.05	20	7.33
Torymidae	1	0.93	1	0.60	2	0.73
<b>TOTAL</b>	<b>107</b>	<b>100</b>	<b>166</b>	<b>100</b>	<b>273</b>	<b>100</b>

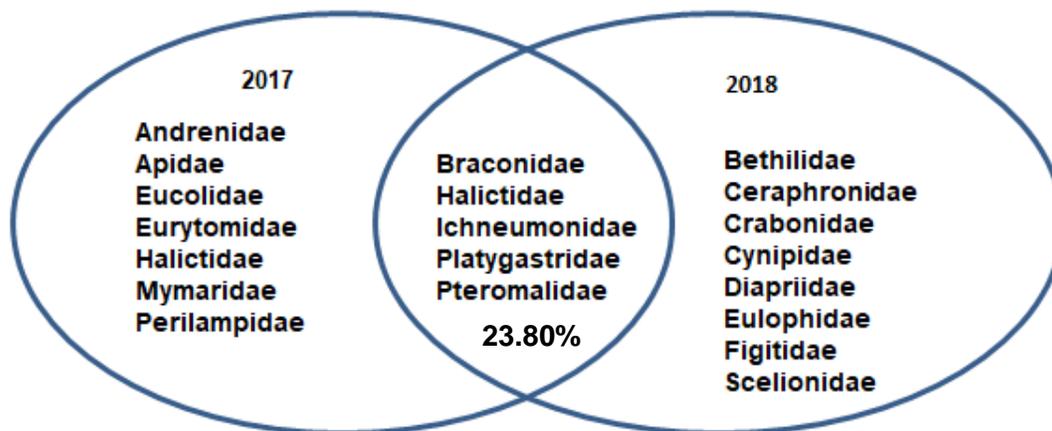


**Figura 3.** Representación gráfica de la abundancia de familias de Hymenoptera en el cultivo de algodón GM. Ciclo de producción P-V 2017. San Pedro de las Colonias, Coahuila, México.



**Figura 4.** Representación gráfica de la abundancia de Hymenoptera en el cultivo de algodón GM. Ciclo de producción P-V 2018. San Pedro de las Colonias, Coahuila, México.

En cuanto a la riqueza de familias en cada año, para el 2017 se tuvo un 57.14% de la riqueza total, y para el 2018 un 66.67% de representatividad. El porcentaje de coincidencia de familias entre estos dos años con respecto al total, fue de 23.80%, las familias que representaron este último porcentaje fueron: Braconidae, Halictidae, Ichneumonidae, Platygastridae y Pteromalidae (Figura 5). Se puede considerar que estas familias se encuentran de forma constante en el hábitat de este cultivo y además son parasitoides con excepción de Halictidae; lo que indica que pueden favorecer en el control de insectos plaga tanto blanco como no blanco a la tecnología Bt de forma natural, como agentes de control biológico; además, de la presencia de sus hospederos por lo que se puede deducir que el algodón Bt no afecta a la entomofauna asociada al Orden Hymenoptera que son insectos no blanco que interacciona con dicho cultivo.



**Figura 5.** Coincidencia de familias de Hymenoptera encontradas en el Ciclo de producción P-V 2017 y 2018. San Pedro de las Colonias, Coahuila, México.

Los resultados obtenidos en el análisis de los muestreos anuales, pueden estar influenciados al manejo que se le dio al cultivo en cada año. Al respecto para 2017, el manejo que se dio fue con base a las recomendaciones de la región por lo que se hicieron aplicaciones constantes de insecticidas para el control del picudo del algodnero (Campaña de erradicación del picudo del algodnero, 2017) y la entomofauna asociada al cultivo en ese año disminuyó drásticamente, según los resultados citados por Hernández (2019) y Grimaldo (2019), quienes encontraron una reducción del 61.22% en híbridos FiberMax y 68.6% en híbridos DeltaPine, respectivamente. Estos autores también mencionan que la reducción en la diversidad de un muestreo a otro, pudo haber estado influenciada por la fenología del cultivo, las fechas de muestreo y la forma de muestrear los insectos, ya que solo se consideró por medio de red entomológica. Caso contrario a lo que se encontró en el año 2018, donde se presentó mayor número de individuos colectados por Familia y más riqueza de éstas para Hymenoptera, debido a que no hubo efecto o influencia de los insecticidas, pues en ese año no se aplicó ningún producto para el control de plagas, por tanto el cultivo estuvo libre de este tipo de productos con la finalidad de que se dispersaran las poblaciones de manera natural en el cultivo de algodón, además que fue sembrado en fechas desfasadas a la fecha permitida por Sanidad Vegetal (SENASICA, 2018) y el diseño experimental establecido en este caso,

permitió mayor número de muestreos y repeticiones en el cultivo; y los muestreos se realizaron con diferentes tipos de trampeos, lo que favoreció a coleccionar insectos del estrato aéreo de la planta, como de en el estrato inferior (red entomológica y trampas de caída, *vis*); en este sentido, González (2019), encontró en este mismo experimento solo en muestreos con las trampas de caída una diversidad de total de 2 225 individuos y sólo para Hymenoptera un total de 692 insectos, considerando a la Familia Formicidae. Verlag (1988) menciona que la entomofauna de artrópodos es más susceptible a ser capturada mediante trampas tipo Pitfall (> 90% de la fauna total) en los campos de algodón, por lo que los artrópodos coleccionados por este método se encuentran principalmente en el estrato superior del suelo. Este mismo autor, reporta que hay un alto porcentaje (77%, con respecto al total de los artrópodos capturados).

Otros autores como Novillo *et al.* (1999), Pérez-Guerrero *et al.* (2009) y Benamú (2010) indican que en los cultivos GM se tiene mayor abundancia de entomofauna insectil, y esto se puede atribuir al menor uso de insecticidas y herbicidas comparados con un cultivo convencional; además dichos autores argumentan que la aplicación de insecticidas químicos para el caso de un cultivo convencional ejerce un efecto negativo sobre la disminución de la diversidad en poblaciones de los insectos; esto concuerda con lo reportado en esta investigación, pues el manejo puede favorecer a la diversidad de himenópteros.

Por otro lado, los mismos autores Novillo *et al.* (1999), Pérez-Guerrero *et al.* (2009) y Benamú (2010) en sus investigaciones afirman que las variedades GM de algodón que producen toxinas del *B. thuringiensis*, tienen atributos insecticidas que afectan a las poblaciones de los insectos plaga objetivo de esta tecnología e influir en la dinámica de la fauna benéfica que se encuentra asociada, tal es el caso de muchos benéficos como los predadores y parasitoides a quienes se ha atribuido importancia en el control de los fitófagos asociados al cultivo considerados plagas; sin embargo, en esta investigación no se evaluó el efecto indirecto de las toxinas Cry del Bt sobre los organismos no blanco.

Sánchez (2010), aclara que el uso de plaguicidas para el control de plagas agrícolas, no es la única opción para lograr el éxito en la producción, existen alternativas que no afectan el equilibrio de poblaciones, además no inducen el desarrollo de resistencia y no desplazan a especies, esta opción es el uso de organismos benéficos, que regulan las poblaciones de organismos plaga, mantienen densidades de plagas que no provocan daños económicos, logran disminuir la contaminación por el uso de moléculas químicas y conservan la diversidad de especies

### **Análisis de la Funcionalidad Trófica del Orden Hymenoptera**

Con respecto al nivel trófico que se deriva de las familias muestreadas para Hymenoptera en el cultivo de algodón GM, se encontró que el 70% de las familias son ectoparasitoides, un 25% endoparasitoides, 20% hiperparasitoides, 15% polinizadores y también ese mismo porcentaje hubo de fitófagos y solo 5% se comportan como predadores (Cuadro 3). Existen algunas familias que tienen más de una actividad trófica, por lo que son consideradas multifuncionales, como las que se identificaron con triple actividad dentro de las redes tróficas de la entomofauna en el cultivo de algodón, como: Braconidae, Eurytomidae, Figitidae, Ichneumonidae y Pteromalidae (Cuadro 3).

En este sentido, Van Driesche *et al.* (2007) mencionan que las especies de parasitoides que tienen la característica de poder desarrollar varios descendientes en el mismo hospedero, se llaman parasitoides gregarios, mientras que aquellos en los cuales un descendiente se desarrolla por hospedero se le denomina parasitoide solitario, y que el hiperparasitismo ocurre cuando un parasitoide ataca a otro, este tipo de organismos se considera desfavorable para el control biológico. Los parasitoides usualmente son muy específicos ya que algunos solo parasitan larvas internamente, pero existen algunos que atacan varias especies de la misma familia, tal es el caso del género *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) quienes son parasitoides de huevos de diferentes especies de Lepidóptera.

**Cuadro 3.** Familias de himenópteros presentes en San Pedro de las Colonias Coahuila y su biología relacionada a hábitos alimenticios para cada familia.

FAMILIA	HÁBITO FUNCIONAL <sup>ε</sup>					
	Polinizadores	Ectoparasitoide	Endoparasitoide	Hiperparasitoide	Fitófago	Predador
Andrenidae	X					
Apidae	X					
Bethylidae		X				
Braconidae		X	X	X		
Ceraphronidae		X				
Crabonidae		X				
Cynipidae					X	
Diapriidae		X				
Encyrtidae		X				
Eulophidae		X				
Eurytomidae		X	X		X	
Figitidae		X			X	X
Halictidae	X					
Ichneumonidae		X	X	X		
Mymaridae		X				
Perilampidae				X		
Platygastridae		X				
Pteromalidae		X	X	X		
Scelionidae			X			
Torymidae		X				
<b>PORCENTAJE*</b>	15%	70%	25%	20%	15%	5%

Información resaltada en gris indica las familias que son multifuncionales; <sup>ε</sup>: la información relacionada al hábito funcional se obtuvo con base en la revisión de varios autores (Martín-Piera y Lobo, 2000; Nieves-Aldrey y Fontal-Cazalla, 1999; Pujade-Villar y Fernández-Gayubo, 1999; Borges *et al.*, 2008; Borges *et al.*, 2010; Báez & Oromí (2010); \*: el porcentaje fue calculado con respecto al número total de familias de Hymenoptera que se muestrearon en el cultivo de algodón GM.

Por otro lado, Nicholls, (2008) también indica que aproximadamente el 15% de todos los insectos son parasíticos, es decir, alrededor de 150 000 especies son potencialmente agentes de control biológico y al menos 36 familias del orden Hymenoptera poseen especies parasíticas. Van Driesche *et al.* (2007) hacen un análisis a nivel superfamilia, donde indica que los parasitoides más sobresalientes para el control biológico pertenecen a dos superfamilias, Chalcidoidea e Ichneumonoidea, para el primer caso, esta superfamilia cuenta con dos familias de importancia como Encyrtidae y Aphelinidae de un total de 16 familias usadas para este fin. En el segundo caso Ichneumonoidea está compuesta por dos familias, Ichneumonidae y Braconidae. Los miembros de Ichneumonidae parasitan a diferentes tipos de hospederos, diversas especies tienen antenas y ovipositores largos, en otras son cortos y no visibles; y en el caso de las especies de la Familia Braconidae son utilizados ampliamente en el control biológico, especialmente contra áfidos larvas de diferentes especies del orden Lepidoptera y Coleoptera; en esta familia, hay diversos tipos de endoparasitoides, tal es el caso de los endoparasitoides de escarabajos adultos o ninfas de Hemiptera, así como endoparasitoides huevo-

larva de lepidópteros. De la superfamilia Chrysidoidea, la familia Bethylidae son los más importantes para el control biológico, aunque varias especies de Dryinidae son liberados contra plagas de cultivos y ornamentales.

La FAO (2009) indica que hay ciertos insectos, como el caso de los polinizadores que aumentan su eficiencia al cambiar su comportamiento trófico para evitar las interacciones negativas esperables al coincidir con otras especies.

### **Análisis de Varianza**

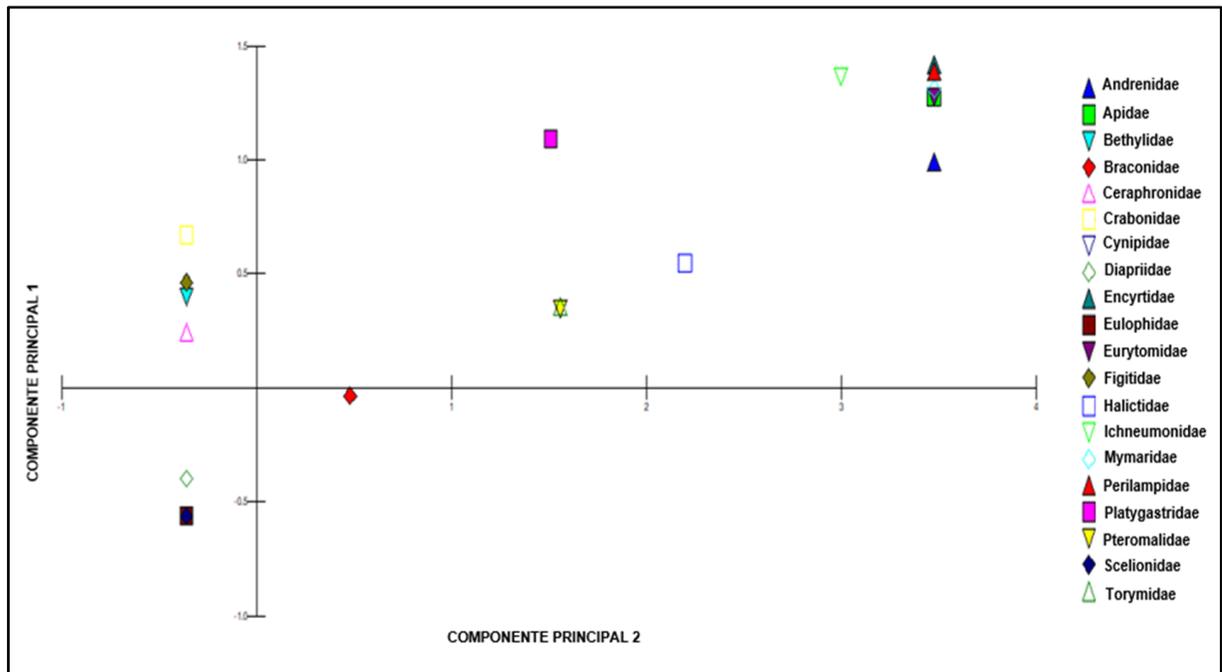
En el análisis de varianza realizado bajo una prueba no paramétrica, con el método de Kruskal-Wallis, para la abundancia y riqueza a nivel Familia del Orden Hymenoptera, no se arrojaron diferencias estadísticas significativas entre los muestreo realizado tanto para el año 2017 como 2018, la misma tendencia reportaron Hernández (2019), Grimaldo (2019) y González (2019), en estudios bajo las mismas condiciones que éste y en el que evaluaron la entomofauna asociada en los mismos híbridos del cultivo de algodón Bt que se probaron en esta investigación. Con los resultados que se reportan por otro autor Hernández (2015), menciona que la diferencia en la densidad de insectos entre poblaciones y entre híbridos de maíz GM, no presenta diferencias significativas, observándose similitud, indicando que los híbridos con la inserción de genes de *B. thuringiensis* no ejercen un efecto negativo sobre la abundancia de estos artrópodos no blanco.

### **Análisis de la Diversidad**

El análisis multivariado de Componentes Principales que se realizó por medio de la matriz de correlaciones ( $r=-0.344$ ) entre abundancia de individuos, indicó que con los primeros dos componentes se explica más del 58% del total de la variación observada entre las familias de himenópteros, muestreada en el cultivo de algodón y que con estos mismos componentes es posible definir agrupaciones entre éstas

familias. Pla (1986) menciona que una alta proporción explicada con un bajo número de componentes, permite mejor interpretación de la variación.

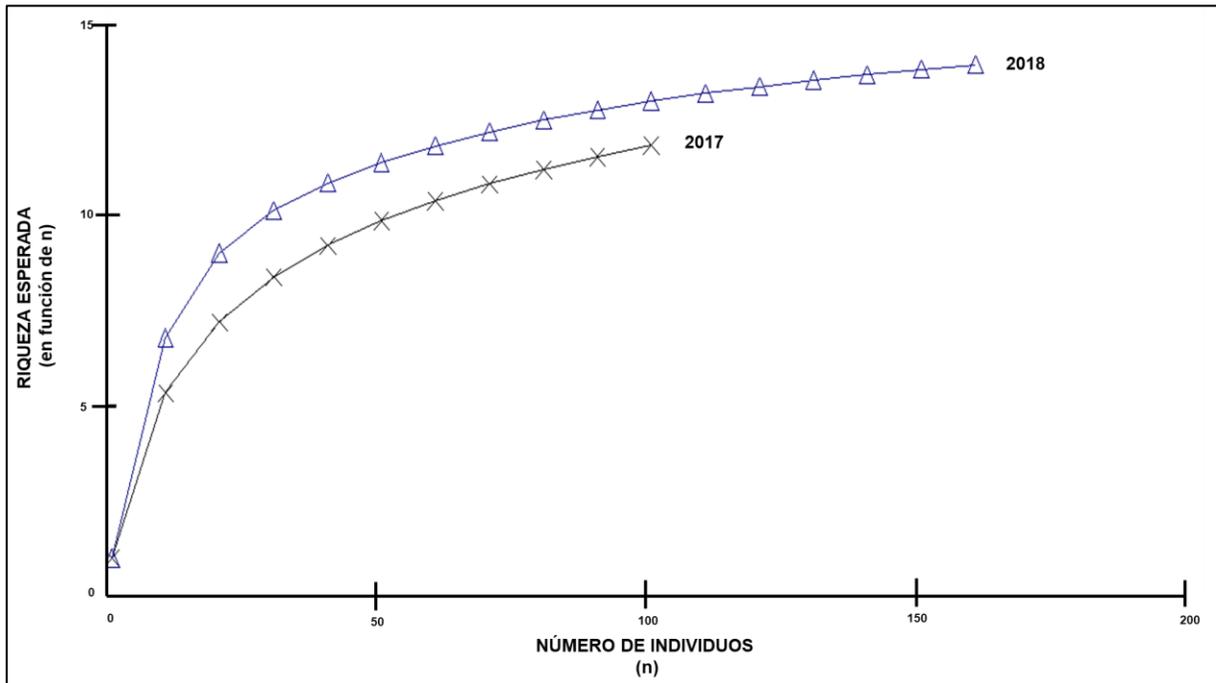
Por otro lado, las familias que definieron dichas agrupaciones y que presentaron mayores valores absolutos en los coeficientes de los vectores propios de los dos primeros componentes, y que determinan de manera relevante la dispersión de dichos insectos, así como la formación de grupos fueron: para el componente uno Andrenidae, Apidae, Eucolidae, Mymaridae, Perilampidae, Ichneumonidae (valor absoluto entre 2.49 a 3.47), y para el componente dos Apidae, Eulidae, Eurytomidae, Ichneumonidae, Mymaridae, Perilampidae y Platygastriidae (valor absoluto entre 1.09-1.39) (Figura 6).



**Figura 6.** Dispersión de 20 familias de Hymenoptera, en los dos primeros componentes con base en la abundancia registrada en el cultivo de algodón GM. San Pedro de las Colonias, Coahuila, México, 2017-2018.

Del análisis de riqueza de los datos estandarizados a nivel familia, se originó un análisis de rarefacción el cual se expresa en dos curvas una para el año 2017 y otra para el 2018, lo que indican la menor riqueza de familias y la mayor riqueza esperada. Para el primer año se estima una riqueza mínima de 5.53 familias y una máxima esperada de 11.83, mientras que para el segundo año los valores fueron de

6.78 y 13.94 respectivamente; estos resultados concuerda con las actividades de manejo que se le dio al cultivo en cada año (Figura 7); Méndez *et al.* (2018), indica que cuando los datos consisten solamente en listados de especies con sus abundancias, como en este estudio, la estandarización por el método de la rarefacción es el más apropiado para analizar la riqueza, en este caso a nivel familia. Gotelli y Colwell (2001), citado por Méndez *et al.* (2018) indican que la rarefacción basada en muestras conserva la estructura espacial de los datos, por lo que se considera un procedimiento aceptable y congruente de las unidades de muestreo utilizadas en la mayoría de los estudios de diversidad biológica.



**Figura 7.** Curvas de rarefacción de la riqueza esperada de familias representantes de Hymenoptera, para el ciclo de producción P-V 2017 y 2018. San Pedro de las Colonias, Coahuila, México.

En cuanto a los índices de diversidad calculados mediante el software BioDiversity Pro, se evidenció una diversidad calculada por el índice de Shannon-Wiener, baja con valor cercano a uno para el 2017 de  $H' = 0.809$  y en 2018 con un valor de  $H' = 1.006$ . Grimaldo (2019) reporta dentro de los resultados relacionados a diversidad para  $H'$  una fluctuación de 0.447 a 0.998, valores para híbridos de algodón

DeltaPine, los mismos que se muestrearon en este trabajo; y para el caso de los híbridos FiberMax, Hernández (2019) reportó una  $H' = 0.78$  a  $1.04$ , en este sentido, Magurran (1988) menciona que este índice expresa la uniformidad de todas las especies o familias de una muestra, seleccionando cada individuo de forma al azar teniendo a todas las familias representadas en la muestra. Donde valores inferiores de  $1.5$  indican baja diversidad, de  $1.6$  a  $3.0$  diversidad media y arriba de  $3.1$  expresa alta diversidad.

Para los índices que explican la dominancia (Simpson y Berger-Parker), presentaron la misma tendencia, sin embargo, se pueden observar valores relativamente altos en 2017 ( $D = 0.217$  y  $d = 0.402$ ) y bajos para 2018 ( $D = 0.106$  y  $d = 0.151$ ), en el caso del índice de equidad para las familias en estudio, se encontró que la distribución de las familias en cuanto a abundancia fue menor en el 2017 ( $H1 = 21.222$ ), es decir menor uniformidad que en el 2018 ( $H1 = 40.795$ ) (Cuadro 4).

En el caso del índice de Simpson, tanto Grimaldo (2019) como Hernández (2019) reportan una fluctuación de  $D = 0.165$  a  $1.422$ , y  $D = 0.14$  a  $0.33$ , respectivamente. El valor del éste índice implica que localizar un individuo de la misma familia taxonómica entre muestreos anuales es baja, debido a que Simpson (1949) mide la probabilidad de que dos individuos de la población extraídos al azar sean de la misma especie o familia donde valores altos indican dominancia de alguna familia.

**Cuadro 4.** Parámetros de diversidad de especies, sobre la abundancia de insectos de Hymenoptera, a nivel Familia, en el cultivo de algodón GM. San Pedro de las Colonias, Coahuila, México, Ciclo P-V 2017 y 2018.

Parámetros de diversidad	Año de muestreo	
	2017	2018
Abundancia (n)	107	166
Riqueza (S)	12	14
H'	0.809	1.006
D	0.217	0.106
d	0.402	0.151
H1	21.222	40.795
DE	10.241	9.437
$s^2$	104.871	89.063
$1-\alpha$	45.962	39.034
SE	2.29	2.11

H': índice de diversidad de Shannon-Wiener; D: índice de diversidad de Simpson; d: índice de dominancia de familias abundantes de Berger y Parker; H1: indica la equidad a nivel familia, calculada por el índice de Hill; DE: desviación estándar; s2: varianza; 1- $\alpha$ : intervalo de confianza; SE: error estándar

Miñarro *et al.* (2018) indican que existen tres mecanismos principales para explicar por qué una mayor biodiversidad de insectos conduce a una mayor magnitud de beneficios o servicios que estos organismos dan en los sistemas agroecológicos: efectos de selección, complementariedad funcional e interacciones interespecíficas. Todos los mecanismos hacen referencia a la estructura y al funcionamiento de la comunidad de insectos, ya que tienen que ver con el hecho de cómo se organizan las abundancias relativas y los nichos ecológicos de las distintas especies. Explican, además, porqué el vínculo biodiversidad y funcionamiento ecosistémico se expresa, en distintas comunidades, a través de distintas componentes de biodiversidad (abundancia, riqueza, diversidad funcional). Los mecanismos no deben de verse como excluyentes, sino como procesos que pueden suceder simultáneamente, en mayor o menor medida, en todas las comunidades de insectos silvestres. Los efectos de selección (o efectos de muestreo/dominancia) se basan en que la probabilidad de incorporar especies dominantes (i.e. aquellas con un aporte funcional comparativamente mayor al resto, bien por mayor efectividad individual o bien por dominancia numérica) es siempre más alta en las comunidades más ricas que en las empobrecidas; esto explica los resultados obtenidos en esta investigación, por tanto en los monocultivos intensivos como es caso del cultivo de algodón, la diversidad de insectos reportada en este caso de himenópteros será baja (Cuadro 4) en comparación probablemente con un cultivo con un manejo agroecológico donde existen policultivo o donde se promueve la conservación de los recursos fitogenéticos.

## CONCLUSIONES

El Orden Hymenoptera en el cultivo de algodón GM, en la región productora de San Pedro de las Colonias, está representado por 20 familias, siendo Mymaridae la que presentó mayor número individuos (43, 15.75%), seguida de Platygasteridae (39, 14.29%) y Braconidae (32, 11.72%).

Los resultados enriquecen la información faunística de Hymenoptera, lo que demuestra que el efecto de las toxinas Cry del Bt no afecta la sobre entomofauna no blanco.

Los himenópteros es un grupo de insectos importante en las redes tróficas, por lo que esta investigación ha arrojado resultados importantes, en cuanto a la funcionalidad de éstos en el cultivo de algodón (70% ectoparasitoides, 25% endoparasitoides, 20% hiperparasitoides, 15% fitófagos, 15% polinizadores y 5% predadores).

Los valores de diversidad de especies que se encontraron en el cultivo de algodón, se encuentran dentro de los rangos que se presenta en un monocultivo intensivo y estos no varían a través del tiempo siempre y cuando se dé un manejo sustentable al cultivo.

## LITERATURA CITADA

- Abedullah, Kouser, S., & Qaim, M. 2015. Bt Cotton, pesticide use and environmental efficiency in Pakistan. *Journal of Agricultural Economics*. 66: 66-86.
- Adler P. & Footitt R. 2009. Introduction. In: Footitt, R.; P. Adler, eds. *Insect Biodiversity. Science and Society*. UK: Blackwell Publishing Ltd. p. 1-6.
- Alfaro, A. 2005. *Entomología Agrícola. Los parásitos animales de las plantas cultivadas* Editor C. Santiago Álvarez. Publicaciones de la Excma. Diputación Provincial de Seria. Seria.
- Alomar, O., Goula, M., & Albajes, R. 2002. Colonisation of tomara fields by predatory mired bugs (Hemiptera: Heteroptera) in northern Spain. *Agriculture, Ecosystems & Environment*. 89: 105-115.
- Aluja, M. M. López & J. Sivinski. 1998. Ecological evidence for diapause in four native and one exotic species of larval-pupal fruit fly (Diptera: Tephritidae) parasitoids in tropical environments. *Annals of the Entomological Society of America* 91: 821-833.
- Archer, S. & D. A. Pyke. 1991. Plant-animal interactions affecting plant establishment and persistence on revegetated rangeland. *Journal of Range Management* 44(6):558-565.
- Arias-Estevez, M., Lopez-Periago, E., Martinez-Carballo, E., Simal-Gandara, J., Mejuto, J. C., & Garcia-Rio, L. 2008. The mobility and degradation of pesticides in soils and the pollution of groundwater resources. *Agriculture, Ecosystems & Environment*. 123: 247-260.
- Askew, R.R 1971. *Parasitic insects*. H.E.B London.

- Athukorala, W., Wilson, C., & Robinson, T. 2012. Determinants of health costs due to farmers' exposure to pesticides: an empirical analysis. *Journal of Agricultural Economics*. 63: 158-174.
- Begon, M., Townsend, C. R., & Harper, J. L. 2006. *Ecology: From Individuals to Ecosystems*. Blackwell Publishing, USA, pp.714.
- Belshaw, R.; Grafen, A. & Quicke, D. L. J. 2003. Inferring life history from ovipositor morphology in parasitoid wasps using phylogenetic regression and discriminant analysis. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 139: 213-228.
- Benamú M. A. 2010. Composición y estructura de la comunidad de arañas en el sistema de cultivo de soja transgénica. Tesis Doctoral. Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata. La Plata, Argentina. 219 pp.
- Benedict, J. H., Sachs, E. S., Altman, D. W., Ring, D. R., Stone, T. B., & Sims, S. R. 1993. Impact of  $\delta$ -endotoxin-producing transgenic cotton on insect-plant interactions with *Heliothis virescens* and *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae). *Environmental Entomology*. 22: 1-9
- Bennett, F.D. 1990. Classical Biological Control in the Southern United States. *Southern Cooperative Series Bulletin N° 355*: p197.
- Bentancourt, C. M. & Scatoni, I. B. 2001. *Enemigos naturales. Manual ilustrado para la agricultura y la forestación*. Montevideo: Editorial Hemisferio Sur.
- Blom, J. V. 2002. La introducción artificial de la fauna auxiliar en cultivos agrícolas. *Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas*. 22: 109-120.
- Boatman, N. D., Brickle, N. W., Hart, J. D., Milsom, T. P., Morris, A. J. & Murray, A. W. A. 2004. Evidence for the indirect effects of pesticides on farmland birds. *Ibis* 146: 131-143.
- Borges, P.A.V., P. Vieira, I.R. Amorin, N. Bicudo, N. Fritzén, C. Gaspar, R. Heleno, J. Hortal, J. Lissner, S. Logunov, A. Machado, J. Marcelino, S. S. Meijer, C. Melo, E. P. Mendonça, J. Moniz, F. Pereira, A. M. Santos, A.M. Simoes & E. Raeeao 2010. Lista dos Artrópodes (Arthropoda). Description of terrestrial and marine Azorean Biodiversity.

- BugGuide febrero, 2019 Departamento de Entomología de la Universidad Estatal de Iowa, EUA. <https://bugguide.net>
- Campaña de erradicación del picudo del algodnero. 2017. Estrategia operativa de la campaña contra plagas reglamentadas del algodnero.
- Carballo y Guaharay, F. 2004. Control Biológico de Plagas Agrícolas. Primera edición. CATIE. Managua, Nicaragua. p. 232.
- Castiglioni, E.; Perioto, N. W.; Lara-Rogéria I. R.; Burla, J. P.; Arbulo, N. & Aldabe, J. 2017. Análisis de esfuerzo de muestreo de himenópteros parasitoides en tres ambientes del este uruguayo. Revista del Laboratorio Tecnológico del Uruguay. 13: 98-105.
- SAS. 2002 Institute Inc, Cary, Nc 27513, USA All Rights Reserved.
- Corporación para el Desarrollo de Insumos y Servicios Agroecológicos (Harmonía). 2004. Guía de insumos biológicos para el manejo integrado de plagas. Cali, Colombia. p.111.
- Davies, R. G. 1991. Introducción a la Entomología. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, 449 pp.
- Davies, R. J. 1991. Introducción a la entomología. Imperial. College University of London. Mundi Prensa. Madrid. España. p. 511.
- DeBach, P. 1974. Biological control by natural enemies. Cambridge University Press. Londres, Reino Unido.
- Dicke, M. & Sabelis, M. W. 1988. Infochemical terminology: based on cost-benefit analysis rather than origin of compounds?. Functional Ecology, 2: 131-137 en la agricultura urbana. Ed. CIDISAV .87p. 2008.
- FAO. 2009. Organización de las naciones unidas para la alimentación y la agricultura. Producción del año 2008. Tratado internacional sobre los recursos fitogenéticos para la alimentación y la agricultura. Los polinizadores: su biodiversidad poco apreciada, pero importante para la alimentación y la agricultura. <http://www.planttreaty.org>
- FAO. 2015. Organización de las naciones unidas para la alimentación y la agricultura. Producción del año 2014. En línea: <http://faostat3.fao.org/browse/Q/QC/S>

- Fernández, F. & Sharkey, M. J. 2006. Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Sociedad Colombiana de Entomología. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá D.C. 894 P.
- Ferry, N., Mulligan, E. A., Majerus, M. E., & Gatehouse, A. M. 2005. Bitrophic and tritrophic effects of Bt Cry3A transgenic potato on beneficial, non-target, beetles. *Transgenic Research*. 16: 795-812.
- Gaglianone M, C, Salgado R. H, Rodrigues B. C, & Nonato J. C. 2010. importancia de centridini (Apidae) en la polinización de plantas de interés agrícola: maracujá-doce (*Passiflora alata curtis*) como un estudio de caso en la región sureste de Brasil.
- García G. L. Oyola V. Y., Fernández H. C., I Pérez G. K. & Correa A.E. 2017. Diversidad de artrópodos asociados al algodón Bt y convencional (*Gossypium hirsutum* L.) en Colombia.
- Gauld, I. & Bolton, B. 1988. The Hymenoptera. British Museum (Natural History). Oxford University Press. 332 p
- Godfray, H. 1994. Parasitoids. Behavior and Evolutionary Ecology. Princeton University Press, Princeton, NJ: pp.473.
- González, N. J. 2019. Interacción de la Entomofauna Presente en el Cultivo de Algodón Genéticamente Modificado, Capturados en Trampas de Caída. (Tesis licenciatura). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México. p.32
- Gordh, G. & Headrick, D. H. 2001. A Dictionary of Entomology. New York.
- Greathead, 1995. Benefits and risks of classical biological control. pp. 53-63. En Hokkanen, H.M.T. & J.M. Lynch (eds.), Biological Control. Benefits and Risks. Cambridge Univ. Press, Cambridge, UK.
- Greathead, D. J. 1986. Parasitoids in classical biological control, pp. 289-318. In: Waage insect parasitoids. Academic Press, London.
- Grimaldo G. R. 2019. Entomofauna asociada a cuatro variedades DeltaPine de algodón Genéticamente Modificado. (Tesis licenciatura). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México. p.39

- Groot A. T. & Dicke M. 2002. Plantas transgénicas resistentes a los insectos en un contexto trófico múltiple.
- Hall, R. W. & L. E. Ehler. 1979. Rate of establishment of natural enemies in classical biological control. *Bulletin of the Entomological Society of America*. 25: 280-282.
- Hanley, A., Huang, Z. & Pett, W. 2003. Effects of dietary transgenic Bt corn pollen on larvae of *Apis mellifera* and *Galleria mellonella*. *Journal of Apicultural Research*., 42: 77-81
- Hanson, P.; I. Gauld. 2006. Rasgos Biológicos importantes en la evolución del orden Hymenoptera. Capítulo 2.2. *In*: Hanson, P.; I. Gauld (eds.) Hymenoptera de la Región Neotropical. Costa Rica. *Memoirs of the American Entomological*. pp 19-27
- 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 licenciatura). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México. p.32
- Hernández, J., A. 2015. Resistencia de maíz genéticamente modificado a plagas y su efecto sobre artrópodos no blanco. (Tesis de Doctorado). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. p 198
- James, C. 2016. Global Status of Commercialized Biotech/GM Crops: 2016. Ithaca, <https://www.conacyt.gob.mx/cibiogem/index.php/sistema>
- Kremen, C., N. M. Williams, & R.W. Thorp. 2002. "Crop pollination from native bees at risk from agricultural intensification." (Polinización de cultivos con abejas nativas expuestas a riesgo a causa de la intensificación agrícola) *PNAS* 99 (2002): 16812-16.
- La Porta, N.; Loíacono, M. & Margaría, C. 2013. Platigástridos (Hymenoptera: Platygastridae) parasitoides de Pentatomidae en Córdoba. Caracterización de las masas de huevos parasitoidizadas y aspectos biológicos *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 72(3-4): 179-194.
- LaSalle, J. & Gauld, I. D. 1991. Parasitic Hymenoptera and the Biodiversity crisis. *Redia* 74: 315-334

- LaSalle, J. & Gauld I. D. 1992. Parasitic Hymenoptera, and the Biodiversity. *In*: Lasalle and Gauld (Ed.) Hymenoptera and Biodiversity. CAB International U.K pp.197-215.
- Leyva, V. J. L. 2000. Biotecnología y comportamiento de parasitoides. *In*: Badii, M. H., Flores, A. E., Galan, W. L. J. (eds.). Fundamentos y perspectivas del control biológico. Universidad Autónoma de Nuevo León. Nuevo León. pp. 43-51.
- Lu, Y., Wu, K., Jiang, Y., Xia, B., Li, P. & Feng, H. 2010. Mirid bug outbreaks in multiple crops correlated with wide-scale adoption of Bt cotton in China. *Science* 328: 1151-1154.
- Magurran, A. E. 1988. Ecological diversity and its measurement. Princeton University Press, New Jersey, 179 p.
- Martín-Piera, F. & F. Lobo. 2000. Diagnóstico sobre el conocimiento sistemático y biogeográfico de tres órdenes de insectos hiperdiversos en España: Coleoptera, Hymenoptera y Lepidoptera. Hacia un Proyecto Cytel para el Inventario y Estimación de la Diversidad Entomológica en Iberoamérica: PRIBES-2000. Martín-Piera, F., J.J. Morrone & A. Melic (Eds.): m3m: Monografías Tercer Milenio, vol. 1, SEA: 287-308.
- McAleece, N.; Gage, J. D. G.; Lamshead, P. J. D. & Paterson. G. L. J. 1997. BioDiversity Professional Statistics Analysis Software. Jointly developed by Scottish Association for Marine Science and Natural History Museum. London.
- Méndez-López, A.; Córdova-Téllez, L.; Sánchez-Vega, M.; Salazar-Torres, J. C. & García-Martínez, O. 2018. Diversidad y abundancia de chicharritas en *Jatropha curcas* L., en Mazatepec, Morelos, México. *Southwestern Entomologist*, 43(3): 733-742.
- Miñarro, M.; García, D. & Martínez-Sastre, R. 2018. Los insectos polinizadores en la agricultura: importancia y gestión de su biodiversidad. *Ecosistemas*, 27(2): 81-90. Doi.: 10.7818/ECOS.1394
- Nicholls E. C. I. 2008. Control biológico de insectos: un enfoque agroecológico. Colombia: Editorial Universidad de Antioquia. 2-124.

- Nieves-Aldrey, J. L. & F. M. Fontal-Cazalla. 1999. Filogenia y evolución del orden Hymenoptera. Boln. Sociedad Entomológica Aragonesa (SEA): Evolución y filogenia de Arthropoda (A. Melic et al. eds.). 26: 459-474.
- Nieves-Aldrey, J. L., Fontal-Cazalla, F. & Fernández C., F. 2006. Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical
- Nordlung, D. A & Lewis, W. J. 1976. Terminology of chemical releasing stimuli in intraspecific and interspecific interactions. Journal of Chemical Ecology, 2: pp. 211-220.
- Novillo C; J. Soto & J. Costa. 1999. Resultados en España con variedades de algodón, protegidas genéticamente contra las orugas de las cápsulas. Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas. 25 (3): 383-393.
- Núñez. 2004. Taxonomía de las principales familias y subfamilias de insectos de interés agrícola en Nicaragua. Universidad Católica Agropecuaria del Trópico Seco.
- Pardo-López, L., Soberón, M., & Bravo, A. 2013. *Bacillus thuringiensis* insecticidal toxins: mode of action, insect resistance and Frontiers in Bioengineering and Biotechnology |www.frontiersin.org
- Pérez-Consuegra, N. 2004. Manejo Ecológico de Plagas. Centro de Estudios de Desarrollo Agrario y Rural-CEDAR. Universidad Agraria de la Habana, San José de las Lajas, Cuba. 296 p.
- Pérez M., C., M. del R. Tovar G., Q. Obispo G., J. A. Ruiz C. & F. de J. Legorreta P. 2016. Los recursos genéticos del algodón en México. Instituto de Nacional Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, Centro de Investigación Regional Pacifico Sur, Campo Experimental Iguala. Iguala, Guerrero, México. 120 p.
- Pérez-Guerrero E. 2009. Toxicity of several  $\delta$ -endotoxins of *Bacillus thuringiensis* against the cotton pest *Earias insulana* (Lepidoptera: Noctuidae). Crop Protection
- Perioto, N. W.; Lara, R. I. R.; Santos, J. C. C. Dos; Silva, T. C. 2002. Himenópteros parasitoides (Insecta, Hymenoptera) recolectados en soja (*Glycine max* L.)

- (Fabaceae), en el municipio de Nuporanga, SP, Brasil. *Revista Brasileña de Entomología*. 46(2): 185-187.
- Perioto, N. W., Lara, R. I. R., Selegatto, A. & Luciano, E. S. 2004. Himenópteros parasitoides (Insecta, Hymenoptera) coletados em cultura do café *Coffea arabica* L. (Rubiaceae) em Ribeirão Preto-SP, Brasil. *Arquivos do Instituto Biológico*, 71(1): 41-44.
- Permingeat, H. & Margarit, E. 2005. Impacto ambiental de los cultivos genéticamente modificados: el caso del maíz Bt.
- Pinto, J. D. 1997. Trichogrammatidae pp. 726-752. *In*: Gibson, G. A. P., J. T. Huber & J. B. Woolley. (Edits.). 1997. Annotated Key to The Genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera). NRC Research Press. Ottawa, Ontario, Canada
- Pla E. L. 1986. Análisis Multivariado: Método de Componentes Principales. Colección de Monografías Científicas. Secretaria General de la Organización de los Estados Americanos. Programa Regional de Desarrollo Científico y Tecnológico. Washington, D. C. 95 p.
- Ramalho, F.S., Medeiros, R.S., Lemos, W.P., Wanderley, P.A., Dias, J.M. & Zanuncio, J.C. 2000. Evaluation of *Catolaccus grandis* (Burks) (Hym., Pteromalidae) as a biological control agent against cotton boll weevil. *Journal of Applied Entomology*. 124: 359-364.
- SAGARPA-SIAP (2015), Atlas agroalimentario 2015, México.
- Salazar, J. D. & Oviedo, R. 2006. Reporte de los principales enemigos naturales de Huevos y larvas del barrenador común del tallo de la caña de azúcar (*Diatraea* spp). en Costa Rica. *In*. Memoria 5to Congreso ATALAC, 13vo Congreso ATACA y 14vo ATACORI. ATACORI, 1ra edición, septiembre. San José, Costa Rica. p.497.
- Sánchez C. B. 2010. *Anagyrus kamali* Moursi, *Criptolaemus montrouzieri* Mulsant su impacto sobre *Maconellicoccus hirsutus* Green en el sur de Nayarit (Tesis de licenciatura). Xalisco: Universidad Autónoma de Nayarit.
- Schowalter, T. D. 2006. *Insect Ecology: An Ecosystem Approach*. Elsevier, San Diego, USA.

- Schuler, T. H., Potting, R. P. J., Denholm, I., Clark, S. J., Clark, A. J. & Stewart, C. N. 2013. Tritrophic choice experiments with Bt plants, the diamondback moth (*Plutella xylostella*) and the parasitoid *Cotesia plutellae*. *Transgenic Research*. 12: 351-361.
- Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). 2017. Planeación Agrícola Nacional 2017-2030, Algodón mexicano. 16 p.  
[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)
- SENASICA, (2018) Plagas reglamentadas del algodón. [https://www.gob.mx/senasica/documentos/plagas-reglamentadas-del-  
algodonero-110920](https://www.gob.mx/senasica/documentos/plagas-reglamentadas-del-algodonero-110920)
- SIAP. 2014. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera.
- SIAP. 2019. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Ciclo agrícola 2019. En línea: <http://www.siap.gob.mx/cierre-de-la-produccion-agricola-por-cultivo/>. Fecha de consulta 7 de marzo de 2020.
- Steck, G. J.; Gilstrap, R. A.; Wharton & W. G. Hart. 1986. Braconid Parasitoids of Tephritidae (Diptera) infesting coffee and other fruits in Forest Central Africa. *Entomophaga*. 31(1):59-67.
- Terán-Vargas, A. P., Rodríguez, J. C., Blanco, C. A., Martínez-Carrillo, J. L., Cibrián Toro, H.; T. Chiappa & C. Tobar. 2005. *Biología de insectos*. 1ª ed. Ediciones Universitarias de Valparaíso. 244 p.
- Van Driesche R. G., Hoddle M. S., Center T. D., Ruíz C. E., Coronada B. J. & Manuel A. J. 2007. *Control de plagas y malezas por enemigos naturales*. Washington. U. S. D. A. 3-46.
- Van Lenteren, J. C., Bolckmans, K., Köhl, J., Ravensberg, W. J., & Urbaneja, A. 2018. Biological control using invertebrates and microorganisms: plenty of new opportunities. *Biocontrol*. 63(1): 39-59
- Vázquez, L. L., E. Fernández & J. Lauzardo. 2008. *Introducción al manejo agroecológico de plagas*

- Verlag P. P. 1988. The southern black widow spider, *Latrodectus inactans* (Araneae, Theridiidae), as a predator of the red imported fire ant, *Solenopsis invicta* (Hymenoptera, Formicidae), in Texas cotton fields.
- Vet, L. E. M. & Dicke, M. 1992. Ecology of infochemical use by natural enemies in a tritrophic context. *Annual Review of Entomology*, 37: pp. 141-172.
- Vet, L. E. M., Lewis, W. J. & Cardé, R. T. 1995. Parasitoid foraging and learning. En: *Chemical Ecology of Insects 2*. Editado por: Cardé R & Bell WJ. Chapman & Hall, New York, pp.433.
- Viñuela, E., Del Estal, P., Arroyo, M., Adan, A., Budia, F., Jacas, J. A. & Marco, V. 1992. Los artrópodos: características. *Los Insectos: órdenes*. Monografía 128. Universidad Politécnica de Madrid. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos. Madrid.C. P. 1940. Entomophagous insects. McGraw-Hill, New York, Hafner, pp. 688. selection. In J.K.
- Wang, S., Just, D. R., & Pinstrip-Andersen, P. 2006. Damage from secondary pests and the need for refuge in China. *Natural Resources Management & Environmental Sciences*. 30: 625-637.
- Wang, Z. J., Lin, H., Huang, J. K., Hu, R., Rozelle, S., & Pray, C. 2009. Bt cotton in China: are secondary insect infestations offsetting the benefits in farmer fields? *Agricultural Sciences in China*. 8: 83-90.
- Wilson, D. F., Elint, H. M., Deaton, R. W., Fischhoff, D. A., Perlak, F. J. & Armstrong, T. A. 1992. Resistance of cotton lines containing a *Bacillus thuringiensis* toxin to pink bollworm (Lepidoptera: Gelechiidae) and other insects. *Journal of Economic Entomology*. 85: 1516-
- Yu, D. S., K. van Achterberg & K. Horstmann K. 2016. *World Ichneumonoidea 2015*. Taxonomy, biology, morphology and distribution. Taxapad CD. Vancouver, Canadá.
- Zhao, J. H., Ho, P., & Azadi, H. 2011. Benefits of Bt cotton counterbalanced by secondary pests? Perceptions of ecological change in China. *Environmental Monitoring and Assessment*. 173: 985-994.
- Zwahlen, C., Nentwig, W., Bigler, F., & Hilbeck, A. 2003. Tritrophic development of a set of chromosome cytological markers. *Crop Science*. 4: 256-265.

Miller 1759. Hymenoptera – Ichneumonoidea including Megalyroidea & Stephanoidea

LINNAEUS, 1758

Walker, 1838