

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO**

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS



**DIVERSIDAD DE ENTOMOFAUNA EN ALGODONERO (*Gossypium hirsutum* L.),
CONVENCIONAL Y TRANSGÉNICO, EN CHIHUAHUA**

POR:

ELVIS JUVENTINO PAULINO LUIS

TESIS

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL TÍTULO DE:**

INGENIERO AGRÓNOMO EN IRRIGACIÓN

TORREÓN, COAHUILA

DICIEMBRE DE 2017

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

DIVERSIDAD DE ENTOMOFAUNA EN ALGODONERO (*Gossypium hirsutum* L.),
CONVENCIONAL Y TRANSGÉNICO EN CHIHUAHUA

POR
ELVIS JUVENTINO PAULINO LUIS

TESIS

QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL H. JURADO EXAMINADOR
COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO EN IRRIGACIÓN

APROBADA POR

PRESIDENTE :

Ph. D. PEDRO CANO RÍOS

VOCAL:

Ph. D. URBANO NAVA CAMBEROS

VOCAL:

DR. J. ISABEL MARQUEZ MENDOZA

VOCAL SUPLENTE

ING. JESÚS MANUEL LUNA SÁVILA

M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE CARRERA AGRONÓMICAS

TORREÓN, COAHUILA

DICIEMBRE DE 2017



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

DIVERSIDAD DE ENTOMOFAUNA EN ALGODONERO (*Gossypium hirsutum* L.),
CONVENCIONAL Y TRANSGÉNICO EN CHIHUAHUA

POR
ELVIS JUVENTINO PAULINO LUIS

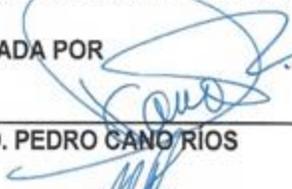
TESIS

QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL COMITÉ DE ASESORÍA
COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO EN IRRIGACIÓN

APROBADA POR

DIRECTOR INTERNO:


Ph. D. PEDRO CANO RÍOS

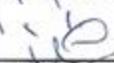
DIRECTOR EXTERNO:


Ph. D. URBANO NAVA CAMBEROS

ASESOR:


DR. J. ISABEL MARQUEZ MENDOZA

ASESOR:


ING. JESÚS MANUEL LUNA DAVILA


M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE CARRERA AGRONÓMICAS

TORREÓN, COAHUILA

DICIEMBRE DE 2017



DEDICATORIA

Dedico este trabajo principalmente a Dios, por haberme dado la vida y permitirme haber llegado hasta este momento tan importante de mi formación profesional.

A MIS PADRES: Sr. Lorenzo Paulino Marcos y Sra. Maximina Luis José por regalarme lo más preciado de este mundo que es la vida, los admiro, quiero y que siempre me han enseñado excelentes valores, como el estar unido en familia, luchar por nuestras metas, instruirme a luchar y no darme por vencido por lo difícil que sea el camino. Gracias padres por su interminable paciencia, por sus consejos y apoyo.

A MIS HERMANOS: Juan Carlos Paulino Luis, Jaime Paulino Luis, Inocente Paulino Luis y Moinse Paulino Luis, por su apoyo moral y sentimental que me han brindado durante el trayecto de mi carrera y que me siguen brindando su apoyo incondicionalmente hasta estos momentos de mi vida.

A MI HERMANA: M^a Del Carmen Paulino Luis que desde el cielo me está observando.

A MI ABUELITA: Desideria Ronquillo Esteban, por animarme desde niño y durante la trayectoria de mis estudios. Gracias familia por su apoyo.

Ph.D. Pedro Cano Ríos, Ph.D. Urbano Nava Camberos, Dr. José Isabel Márquez Mendoza, Ing. Jesús Manuel Luna Dávila, más que un profesor es un gran amigo y gracias por su apoyo moral que me ha brindado durante mi formación académica y por la realización de mi trabajo de tesis Gracias.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a Dios por protegerme durante todo mi camino y darme fuerza para superar obstáculos y dificultades a lo largo de toda mi vida y culminar una etapa más de mi vida y el presente trabajo, resultado de esfuerzo y sacrificios constante.

A mis padres, Lorenzo Paulino Marcos y Maximina Luis José por haberme dado la vida y apoyarme incondicionalmente para obtener un logro tan grande como es el convertirme en un profesionista.

A mis hermanos, Juan Carlos Paulino Luis, Jaime Paulino Luis, Inocente Paulino Luis y Moinse Paulino Luis, por ser parte de mi familia y darme su ayuda incondicional.

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Unidad Laguna, por brindarme una carrera, gracias a ella estoy culminando una etapa más de mi vida, formarme como un hombre de bien para servir a la comunidad y a mi Alma Mater.

A mí comité de asesores: Ph.D. Pedro Cano Ríos, Ph.D. Urbano Nava Camberos, Dr. José Isabel Márquez Mendoza, Ing. Jesús Manuel Luna Dávila; así como a mis profesores que me prepararon durante mi carrera.

A mis compañeros de generación, Erick López Morales, Bersain Bravo Salas, José Alejandro Salazar Mota, Elver Eduardo Gonzales Recinos, Jesús Misael Crispín Mora, Martín Mesta Ibarra y mis compañeras, con quien compartí momentos de alegría y que al final cumplimos nuestro objetivo.

A mis profesores grandes amigos, que me brindaron sus consejos en los momentos difíciles para seguir con mi carrera y terminar la misma, gracias profesores.

A la **Comisión Intersecretarial de Bioseguridad de los Organismos Genéticamente Modificados (CIBIOGEM) del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología** por el apoyo financiero de la presente tesis a través del proyecto “Comparación del sistema de producción de algodón (*Gossypium hirsutum*), transgénico y convencional, en los siete estados productores de México”, con clave259410

ÍNDICE DE CONTENIDO

DEDICATORIA.....	i
AGRADECIMIENTOS.....	ii
ÍNDICE DE CONTENIDO.....	iii
ÍNDICE DE FIGURAS.....	iv
ÍNDICE DE CUADROS.....	vi
RESUMEN.....	viii
I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 OBJETIVOS.....	5
<i>Objetivo general.....</i>	<i>5</i>
<i>Objetivos específicos.....</i>	<i>5</i>
HIPÓTESIS.....	5
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	6
2.1. El cultivo del algodón.....	6
2.1.1 Origen e Importancia del cultivo del algodón.....	6
2.1.2 Ubicación taxonómica.....	9
2.1.3 Morfología del cultivo.....	9
2.1.4 Fenología del cultivo.....	11
2.1.5 Factores que afectan al cultivo.....	15
2.2 Cultivos transgénicos.....	23
2.3 Insectos plaga.....	26
2.3.1 Importancia económica de los insectos plaga.....	27
2.3.2 Principales insectos plaga del cultivo del algodón.....	29
2.3.3 Manejo integrado de plagas.....	68
2.4 Estudio de diversidad de insectos en algodón.....	71
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	74
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	75
4.1 Diversidad de Entomofauna a Nivel de Orden.....	75
4.2 Diversidad de Entomofauna a Nivel de Familia.....	82
V. CONCLUSIONES.....	102
VI. RECOMENDACIONES.....	103
VII. LITERATURA CITADA.....	104

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Morfología de la planta de algodón	10
Figura 2. Etapas fenológicas de la planta de algodón.	14
Figura 3. Nutrientes para el algodón.	17
Figura 4. Deficiencia de nitrógeno.	17
Figura 5. Deficiencia de fosforo.	18
Figura 6. Deficiencia de potasio.	18
Figura 7. Fusariosis.	20
Figura 8. <i>Verticillium albo trum</i> .	20
Figura 9. <i>Xanthomona campestris</i> .	20
Figura 10. Larva del gusano rosado.	29
Figura 11. Daño de larva de <i>Pectinophora gossypiella</i> , en flores. .	30
Figura 12. También ocasionan pérdidas en la viabilidad, peso de la semilla y calidad del aceite.	31
Figura 13. Larva de <i>Pectinophora gossypiella</i> . B. Tercer instar..	34
Figura 14. Larva de <i>Pectinophora gossypiella</i> . A. Primer instar..	34
Figura 15. Larva de <i>Pectinophora gossypiella</i> . C. Cuarto instar..	34
Figura 16. Adulto de <i>Pectinophora gossypiella</i> . A. Flecos en alas anteriores y posteriores. .	35
Figura 17. Adulto de <i>Pectinophora gossypiella</i> . B. En posición de reposo. .	35
Figura 18. El picudo del algodonero.	37
Figura 19. Gusano bellotero.	43
Figura 20. Polilla (<i>Heliothis virescens</i> Fabricius).	48
Figura 21. Chinche verde.	52
Figura 22. Pulgón del algodón.	56
Figura 23. Mosca blanca.	60
Figura 24. Araña roja (Adulto y huevecillos)	64
Figura 25. Composición de insectos por orden en algodón convencional, durante inicios del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.	76
Figura 26. Composición de insectos por orden en algodón transgénico, durante inicios del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.	76
Figura 27. Composición de insectos por orden en algodón convencional, durante mediados del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.	78
Figura 28. Composición de insectos por orden en algodón transgénico, durante mediados del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.	78
Figura 29. Composición de insectos por orden en algodón convencional, durante finales del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.	80
Figura 30. Composición de insectos por orden en algodón transgénico, durante finales del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.	80
Figura 31. Composición de insectos por familia en algodón transgénico, durante inicios del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.	85
Figura 32. Composición de insectos por familia en algodón convencional, durante inicios del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.	86
Figura 33. Composición de insectos por familia en algodón transgénico, durante mediados del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.	90
Figura 34. Composición de insectos por familia en algodón convencional,	

durante mediados del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.	91
Figura 35. Composición de insectos por familia en algodón transgénico, durante finales del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.	96
Figura 36. Composición de insectos por familia en algodón convencional, durante finales del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.	97

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Número de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de orden en algodón convencional y transgénico, durante inicios del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.....	75
Cuadro 2. Número de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de orden en algodón convencional y transgénico, durante mediados del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.....	77
Cuadro 3. Número de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de orden en algodón convencional y transgénico, durante finales del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.....	79
Cuadro 4. Promedio de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de orden en algodón convencional y transgénico, durante el ciclo completo del cultivo del 2016 en Chihuahua.....	81
Cuadro 5. Número de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de familia en algodón Transgénico, durante inicios del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.....	83
Cuadro 6. Número de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de familia en algodón convencional, durante inicios del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.....	84
Cuadro 7. Valores de índices de diversidad a nivel de familia en algodón convencional y transgénico durante inicios del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.....	87
Cuadro 8. Número de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de familia en transgénico, durante mediados del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.....	88
Cuadro 9. Número de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de familia en algodón convencional, durante mediados del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.....	89
Cuadro 10. Valores de índices de diversidad a nivel de familia en algodón convencional y transgénico durante mediados del ciclo del 2016 en Chihuahua.	92

Cuadro 11. Número de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de familia en algodón transgénico, durante finales del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.....	93
Cuadro 12. Número de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de familia en algodón convencional, durante finales del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.....	94
Cuadro 13. Valores de índices de diversidad a nivel de familia en algodón convencional y transgénico durante finales del ciclo del 2016 en Chihuahua.	98
Cuadro 14. Promedio de insectos por 30 golpes de las 15 familias más abundantes en algodonero transgénico, durante el ciclo completo del cultivo en Chihuahua, durante el 2016.	99
Cuadro 15. Promedio de insectos por 30 golpes de las 15 familias más abundantes en algodonero convencional, durante el ciclo completo del cultivo en Chihuahua, durante el 2016.	100
Cuadro 16. Resultados de la prueba de t para el número de insectos de las 15 familias mas abundantes en el algodón convencional (no Bt) y transgénico (Bt) de Chihuahua, durante el 2016.	101

RESUMEN

El algodón es uno de los principales cultivos en el mundo. En México a partir de 1996 se está sembrando algodón genéticamente modificado. El control químico sigue siendo una de las estrategias más importantes en el mundo para el combate de insectos plaga para el cultivo del algodón, *Gossypium hirsutum* L., pero el uso excesivo de productos químicos y la falta de conocimiento en el manejo y uso de los mismos, han dado como resultado, una resistencia generalizada en los insectos plaga y muerte para insectos benéficos que existen dentro de la fauna del algodón. El presente estudio se realizó en un predio experimental ubicado en Ascensión, Chihuahua, estableciéndose dos tratamientos: algodón convencional y algodón transgénico (Bt). La superficie experimental fue de 0.5 ha. La siembra se realizó el 10 de mayo del 2016. El manejo agronómico del cultivo se realizó con base en el paquete tecnológico recomendado por el INIFAP para la región indicada. Se efectuaron muestreos de insectos a principios, mediados y finales del ciclo de desarrollo del cultivo. En cada tratamiento de tipo de algodón se efectuaron 30 golpes de red. Los insectos colectados se colocaron en frascos con alcohol al 70%. Los especímenes colectados se identificaron y separaron en una primera fase a nivel de orden. Posteriormente se identificaron a nivel de familia con base en las claves de Domínguez *et al.* (1999) y Borror y DeLong (2006). Se estimaron los valores de los índices de diversidad de Margalef, Simpson y Shannon-Wiener para los insectos identificados a nivel de familia (Samo *et al.*, 2008). Se realizaron pruebas de t, mediante el paquete estadístico SAS (SAS Institute 2002). Como resultado obtenido existe una gran gama de diversidad de insectos en el agroecosistema de algodón transgénico (Bt) y convencional, colectando diez órdenes que incluyen: Hemiptera, Thysanoptera, Diptera, Hymenoptera, Coleoptera, Neuroptera, Lepidoptera, Odonata, Orthoptera e Isoptera. De acuerdo con los valores estadísticos no existe variabilidad entomofaunística en los dos tipos de algodón, excepto la familia Agromyzidae con valor de 0.0406 así mismo la familia de insectos con mayor tendencia presencial fue Dolichopodidae con valor de 0.8965.

Palabras clave: *Bacillus thuringiensis*, entomofauna, transgénico.

I. INTRODUCCIÓN

El algodón es uno de los principales cultivos en el mundo. En México a partir de 1996 se está sembrando algodón modificado genéticamente conocido primero como algodón transgénico y ahora mencionado como algodón Biotecnológico. Algunas variedades de algodonero han sido modificadas para expresar toxinas como la CryIAc y Cry2Ab de *Bacillus thuringiensis* (Bt). Estas toxinas son efectivas para el control de larvas en plagas importantes como el complejo de gusanos formado por el gusano tabacalero¹ *Heliothis virescens*, y el gusano bellotero *Helicoverpa Zea*. También actúan eficientemente contra gusano rosado *Pectinophora gossypiella*, y pueden ayudar a suprimir poblaciones de gusano perforador de la hoja *Bucculatrix thurberiella*, gusano falso medidor *Trichoplusia ni*, gusano soldado *Spodoptera exigua*, gusano cogollero *Spodoptera frugiperda*, pero no se ha observado efecto contra gusanos trozadores (Martínez 2011).

En México se siembran anualmente 90 mil has., de las cuales 20 % se establecen con algodones transgénicos. En Chihuahua en el año 2002, se sembraron 21,000 has. Con manejo integral de plagas, de las cuales 40 % con variedades normales y 60 % con transgénicas, de estas últimas el 55.5 % bajo el sistema de alta densidad de población y el 44.5 % en el sistema tradicional. El sistema tradicional tiene impacto sobre: resistencia a gusano rosado y bellotero, reducción en el 50 % del número de aplicaciones de insecticidas y reducción en los costos de control de plagas., citado en <http://www.cofupro.org.mx/cofupro/publicacion/archivos/penit72.pdf>.8/06/17.

En el noreste de México fue cultivo determinante para que una superficie considerable de tierras se reconvirtiera a la agricultura. En 2008, la producción mundial de fibra de algodón fue de 26.1 millones de toneladas, equivalente a 120 millones de pacas y en México se sembraron 104,780 ha de algodón con una producción de 153,400 ton de fibra.

En ese mismo año en el norte de Tamaulipas se sembraron 940 ha; en 2010 la superficie se incrementó a 5,500 ha, y en 2011, 2012, 2013 y 2014 se sembraron 3085, 4300, 1036 y 3700 ha, respectivamente (Loera *et al.* 2015).

El SIAP reportó que para el 2016 la superficie nacional destinada para la producción de algodón ascendió a 133,755 ha, de las que se cosechó el 99 % con una producción total del 593.439 t (4.45 t ha⁻¹) y con un valor de producción de poco más de 6 mil MDP., citado en <https://www.gob.mx/snics/acciones-y-programas/algodon-gossypium.12/09/2017>).

En 2015 en México, se autorizó la siembra de 200 mil hectáreas de algodón transgénico para los estados de Baja California, Chihuahua, Coahuila, Durango, Sonora y Tamaulipas,¹. Según el estudio de ISAAA (International Service for the Acquisition of Agri-Biotech Applications) sobre la situación mundial de los cultivos biotecnológicos comercializados en 2014, en México se registró una superficie de 200 mil hectáreas de algodón y soya genéticamente modificados, ocupando el lugar número 16 a nivel mundial entre los países que utilizan este tipo de tecnología² (Fira 2016).

De acuerdo con la información recibida por la autoridad competente, para el año 2016 se han permitido 27,454.842 has. para la siembra de algodón genéticamente modificado. Los fenotipos solicitados son: resistente a insectos lepidópteros y tolerante al herbicida dicamba, glifosato y glufosinato de amonio. Esta superficie de siembra está distribuida en 6 Estados del país: Baja California, Chihuahua, Coahuila, Durango, Sonora y Tamaulipas (Cibiogem 2017).

En los últimos ciclos agrícolas la productividad del algodonoero ha sido afectada por los altos costos de producción del cultivo, problemas de plagas y micro aire alto que afectan la calidad de fibra lo que propicia castigos excesivos al precio; así como, aborto de los órganos fructíferos del último tercio de la planta por

efecto del monsoon, fenómeno climático al que se asocian altas temperaturas (>45°C) y alta humedad relativa, que regularmente se presenta a mediados de julio y normalmente coincide con la floración del último tercio de la planta; sobre el particular, en 2006 su efecto repercutió fuertemente en la merma de rendimientos, pues se presentó, desde el 24 de junio y se mantuvo durante todo julio por lo que la media regional de producción se abatió a 5.2 pacas por hectárea, no obstante durante el ciclo 2007 fue de 6.2 fue de 6.2 pacas/ha, año en el que la temperatura fue benigna durante todo el ciclo de desarrollo del cultivo. En igual forma, las empresas comercializadoras de semilla de siembra indicaron que a partir del ciclo primavera verano 2010 serían retiradas del mercado nacional variedades convencionales y transgénicas con tecnología bollgard solución faena (BGRR) y únicamente se comercializarán variedades con tecnología bollgard dos solución faena flex (B2RF) (Herrera *et al.* 2010).

Entre las principales plagas de este cultivo se tienen al picudo del algodón *Anthonomus grandis* Boheman, gusano rosado *Pectinophora gossypiella* (Saunders), gusano bellotero *Helicoverpa zea* (Boddie), gusano tabacalero *Heliothis virescens* (Fabricius), chinche ligus *Lygus hesperus* Knight., *L. lineolaris* (Palisot de Beauvois) *L. elisus*, Van Duzee chinche apestosa *Nezara viridula* (L.) y *Chlorochroa* spp, y mosquita blanca *Bemisia argentifolii* Bellows and Perring. Existe además un complejo de otros insectos chupadores y gusanos que en ocasiones se pueden convertir en serios problemas para el algodónero.

El Picudo del algodón es un serio problema en Chihuahua, sur de Sonora y Tamaulipas, el gusano rosado en Baja California, norte de Sonora, Chihuahua, y Región Lagunera, el gusano bellotero en Chihuahua, Tamaulipas, Sonora norte y sur, el gusano tabacalero en Sinaloa y Sonora principalmente y el complejo de insectos chupadores está prácticamente en todas las zonas productoras de algodón en México (Martínez 2011).

Las labores de cultivo son un conjunto de prácticas con las cuales se pueden manipular el ambiente para hacerlo menos favorable al desarrollo de las plagas, principalmente, al alterar su ciclo biológico y con ello eliminar sus fuentes de alimento. También las labores culturales pretenden involucrar a los organismos hospederos y favorecer el ataque de sus enemigos naturales. Las labores culturales se utilizan principalmente como una medida en el control preventivo y resultan más efectivas y menos costosas que el control químico a corto y largo plazo. El control cultural inicia con la preparación oportuna del terreno, lo cual involucra la destrucción de residuos de cosecha (esquilmos), por medio del desvare. Inmediatamente después debe realizarse un barbecho para promover la aireación del suelo y exponer las plagas a las condiciones ambientales y con ello, reducir drásticamente la sobrevivencia de plagas (Palomo *et al.* 2003).

1.1 OBJETIVOS

Objetivo general

- Identificar y cuantificar la fauna insectil existente en el algodón convencional y transgénico.

Objetivos específicos

- Identificar las especies de insectos plaga del cultivo de algodón convencional y transgénico.
- Determinar la abundancia de las principales especies de insectos plaga en el cultivo de algodón convencional y transgénico.
- Determinar el umbral ecológico de las principales especies de insectos benéficos en el cultivo de algodón convencional y transgénico.

HIPÓTESIS

Comprobar que existe una mayor diversidad entomológica en el algodón transgénico, con la posibilidad de que no se expone a tantos productos químicos durante su desarrollo y en la prevención del gusano rosado (*Pectinophora gossypiella* Saunders), eso permite una mayor diversidad entomológica.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. El cultivo del algodnero

2.1.1 Origen e Importancia del cultivo del algodón

Se ha considerado a México como el centro de origen de la principal especie del algodón cultivada en el mundo (*Gossypium birssypium* L.), y de 11 de las 13 especies silvestres diploides de *Gossypium* del hemisferio occidental son endémicas de nuestro país. Por lo tanto, el algodón (*G. birsutum*) es herencia natural de México y un cultivo autóctono, ya que la fibra era utilizada por los mayas y aztecas antes de la llegada de los españoles a nuestro país. Las accesiones de algodón semidomesticado y silvestre, recolectadas en el territorio mexicano, ha sido cimiento para la formación de variedades como: Acala, Deltapine, Coker y Upland (Flores et al. 2013).

El algodón es un cultivo ampliamente distribuido a nivel global en las regiones áridas y semiáridas con climas cálidos y semicálidos. Las regiones donde se puede establecer el cultivo se ubican en un rango de 0 - 600 msnm, requiere de una buena precipitación (700 - 1300 mm/ciclo de cultivo) o disponibilidad de agua para riego. La temperatura mínima y máxima para el desarrollo del cultivo es de 12.8°C y 30°C, en general se requiere una temperatura mayor a 18°C para obtener buenos rendimientos. El cultivo del algodón requiere de suelos profundos con buen drenaje de tipo migajón a franco-arcilloso y franco limoso con un pH óptimo de 5.6 (Bayer 2016).

Los primeros escritos que hablan del algodón son unos textos hindúes, unos himnos que datan de 1500 años a. C y libros religiosos de 800 años a. C. Herodoto (485 a 425 a. C.) al referirse a los habitantes de la india escribe lo siguiente: “poseen una especie de planta que produce, en lugar de frutos, una lana de la calidad más bella, y mejor que la de los carneros. Los indios hacen de ellas sus vestidos.”

Estabón, geógrafo griego, 450 años después de Heretodo, señala que las personas utilizaban en sus vestidos de la lana de una planta cultivada en la isla de "Tylor" situada en el golfo pérsico. Al mencionar Teofrasto, filosofo griego (374 a 287 a. C.), los productos de la isla de "Tylor" se refiere a "una planta de hojas parecida a las de la vid, aunque más pequeñas y que produce lana." Los más viejos especímenes de productos fabricados con algodón han sido encontrados en MOHENDJO DARO, en el valle de indo (pakistan oriental), los cuales datan de unos 300 J. C. en el nuevo mundo, Jenius Bird encontró tejidos de fragmentos muy elaborados en la región norte de la costa peruana (<https://es.scribd.com/doc/20086032/monografia-del-algodon#>, 12/06/17).

El algodón es la planta textil de fibra suave más importante del mundo y su cultivo es de los más antiguos. En un principio la palabra algodón significaba un tejido fino. El algodón fue el primer textil en la India. Los primeros escritos del algodón son textos hindúes, himnos que datan 1500 años A.C. y libros religiosos de 800 años A.C. Los especímenes más viejos de productos fabricados con algodón datan desde unos 3000 años A.C. Eran fragmentos de tejidos muy elaborados en la región norte de la costa peruana. A partir del año 800 D.C. se encuentran menciones de fibras y tejidos en los países orientales. Los árabes propagaron el algodón en los países mediterráneos y ese fue el origen de la industria del algodón en Barcelona. En el Siglo XV el comercio británico comenzó a desarrollarse. En el siglo XVII Inglaterra se convirtió en un centro importante de producción de algodón. En Estados Unidos el algodón se introdujo en el Siglo XVIII y provenía de las regiones meridionales de América. Se hizo una gran mejora del cultivo. El algodón de las islas Barbados fue introducido a Egipto, aclimatándolo y desarrollándolo, mientras que en otros lugares aparecen las máquinas y se revoluciona la industria.

En México la primera región en la que se cree que se cultivó el algodón fue en Veracruz. Se tenía una producción en el siglo XVI de 116 millones de libras, pero disminuyó al llegar los españoles. A partir de 1860 aumentó el interés en

varias partes de México. Las zonas que se dedicaban a su cultivo están situadas al norte y cerca de los estados unidos, <http://www.monografias.com/trabajos14/algodon/algodon.shtml>, (07/06/17).

A nivel nacional, se delimitaron aproximadamente 3'108,452 ha con potencial productivo Alto, de los cuales sobresalen los estados de Sinaloa (898,735 ha), Sonora (886,614 ha), Tamaulipas (507,330 ha) y Baja California (228,105 ha). En lo referente al potencial productivo Medio, el cual alcanza 1'712,939 ha, se observa que sobresalen los estados de Guanajuato (518,070 ha), Coahuila (247,843 ha), Durango (236,649 ha) y Chihuahua (226,413 ha) (SAGARPA 2012).

En 2011, México aumentó la superficie nacional a casi 200 mil ha, alcanzando una producción de 746,245.83 ton de algodón. Durante el periodo 2000-2014, la producción de algodón en México presentó una tasa media de crecimiento anual de 10.11%. Para 2014, se cultivaron alrededor de 184 mil ha (15,000 ha menos que en 2011), donde destacan como principales productores los estados de: Chihuahua (68.9%), Baja California (15.6%), Coahuila (8.6%), Sonora (3.1%), Durango (2.2%), Tamaulipas (1.4%) y Sinaloa (0.1%), entre las tres primeras entidades suman el 93.2% de la producción total de algodón en el país y contribuyen con el 92.9% del valor de la producción. Chihuahua, Baja California y Coahuila, son los estados que registraron mayor crecimiento en su producción por el aumento en la superficie cultivada; aunque, Durango es la entidad que presentó el mayor rendimiento con 4.94 ton/Ha., en 2014 (Solleiro *et al.* 2016).

2.1.2 Ubicación taxonómica

REINO: Plantae

DIVISIÓN: Magnoliophyta

CLASE: Magnoliopsida

ORDEN: Malvales

FAMILIA: Malvaceae

GÉNERO: *Gossypium* L., 1753

ESPECIE: *hirsutum* L., 1763

SINÓNIMOS

Gossypium asiaticum Raf., 1838

Gossypium barbadense hirsutum (L.). Hook. f. et Benth., 1849

Gossypium barbadense hirsutum (L.). Triana et Planch., 1862

Gossypium barbadense marie-galante (Watt) A. Chev., 1938

Gossypium birkinshawii Watt, 1927

Gossypium caespitosum Tod., 1863

Gossypium convexum Raf., 1838

Gossypium divaricatum Raf., 1838

Gossypium elatum Salisb., 1796

Gossypium harrissii Watt, 1927

Gossypium herbaceum hirsutum (L.). Mast., 1874

Gossypium herbaceum religiosum (L.). ND, 1847

Gossypium hirsutum jamaicense (Macfad) Wouters, 1948

(Conabio 07/06/17).

2.1.3 Morfología del cultivo

El algodónero (*Gossypium*) pertenece a la familia de las malváceas. De este género se conocen unas 45 especies, que son anuales, bianuales y perennes, herbáceas, arbustivas y arbóreas. La raíz principal es axonomorfa o pivotante. Las raíces secundarias siguen una dirección más o menos horizontal.

En suelos profundos y de buen drenaje, las raíces pueden llegar hasta los dos metros de profundidad.

En los de poco fondo o mal drenaje apenas alcanzan los 50 cm. El tallo principal es erguido, y los tallos secundarios, que parten del principal, tienen un desarrollo variable. El algodón textil es una planta con raíces penetrantes de nutrición profunda.

El tallo principal es erguido. Las flores son dialipétalas, con 4 brácteas y estambres numerosos que envuelven al pistilo: es planta autógama, aunque algunas flores abren antes de la fecundación, produciéndose semillas híbridas. El fruto es una cápsula con tres a cinco carpelos, que tiene seis a diez semillas cada uno. Las células epidérmicas de las semillas constituyen la fibra llamada algodón. La longitud de la fibra varía entre 20 y 45 cm, y el calibre, entre 15 y 25 micras. Después de la maduración del fruto se produce la dehiscencia, abriéndose la cápsula. La floración del algodónero es escalonada, por lo que la recolección es también escalonada. La semilla produce del 18 al 20% de aceite comestible, y el orujo o torta se utiliza para la alimentación ganadera. La torta tiene una alta riqueza en proteínas, pero tiene también un alcaloide denominado gossipol, que es tóxico. (<http://canales.hoy.es/canalagro/datos/herbaceos/industriales/algodon.htm>, 7/06/17).



Figura 1. Morfología de la planta de algodón

2.1.4 Fenología del cultivo

Etapas de establecimiento: comprende las fases de germinación, desde la siembra hasta el despliegue de 50% de los cotiledones, con una duración entre tres y ocho días y plántula, desde la apertura de los cotiledones hasta la formación de las primeras tres o cuatro hojas verdaderas, cuya duración está entre 12 a 20 días.

Etapas de formación de estructuras: comprende la fase de prefloración, la cual va desde la formación de tres a cuatro hojas verdaderas hasta la aparición de la primera flor. A los 10 días de iniciada esta fase, aproximadamente a los 33 días después de la siembra, aparecerá el primer botón floral, el cual cumple su desarrollo a los 20 días más tarde, cuando abre la primera flor, a los 53 días después de la siembra (Figuras 4); la fase de floración, la cual va desde la apertura de la primera flor, que ocurre entre los 50 y 55 días, durante un período de 50 días, en forma continua hasta que el cultivo alcanza unos 100 días después de la siembra (Figura 5) y la fase de formación de mamones, la cual comienza desde la polinización de las flores, cuando éstas se abren en horas de la mañana, cambiando su color de amarillo crema a rosado y finalmente a rojo, una vez fecundadas. A los dos o tres días se marchitan las flores y se caen, quedando expuesto el mamón hasta la maduración. Etapa de maduración: después de la formación de los frutos (mamones), comienza el proceso de maduración, que se alcanza a los 20 a 25 días siguientes. La apertura de los primeros mamones se inicia alrededor de los 100 días, finalizando con la cosecha, entre los 140 y 180 días después de la siembra (Navarro *et al.* 2010).

Estadios fenológicos de desarrollo del algodón.

Estadio principal 0. Germinación

Código-----Descripción

00. Semilla, seca

01. Comienzo de la imbibición de la semilla

03. Fin de la imbibición de la semilla

- 05. Salida de la radícula (raíz embrional) de la semilla
- 06. La radícula se ha alargado, formando pelos radiculares
- 07. El hipocótilo con los cotiledones ha traspasado el tegumento seminal
- 08. El hipocótilo con los cotiledones crece hacia la superficie del suelo
- 09. Emergencia: El hipocótilo con los cotiledones traspasa la superficie del suelo.

Estadio principal 1. Desarrollo de las hojas (tallo principal)

- 10 Cotiledones completamente desplegados 1)
- 11 1a hoja, desplegada 1)
- 12 2a hoja, desplegada 1)
- 13 3a hoja, desplegada 1)
- 1. Los estadios continúan hasta.
- 19 9 o más hojas desplegadas 1); brotes laterales no visibles2)

Estadio principal 2. Formación de brotes laterales

- 21. 1 brote vegetativo lateral (2o orden) visible3)
- 22. 2 brotes vegetativos laterales (2o orden), visible3)
- 23. 3 brotes vegetativos laterales (2o orden) visible3)
- 2. Los estadios continúan hasta.
- 29 9 o más brotes vegetativos laterales visibles3).

Estadio principal 3. Crecimiento longitudinal

- 31 Comienzo de la cobertura del cultivo
- 10 % de las plantas se tocan entre las hileras
- 32 20 % de las plantas se tocan entre las hileras
- 33 30 % de las plantas se tocan entre las hileras
- 34 40 % de las plantas se tocan entre las hileras
- 35 50 % de las plantas se tocan entre las hileras
- 36 60 % de las plantas se tocan entre las hileras
- 37 70 % de las plantas se tocan entre las hileras
- 38 80 % de las plantas se tocan entre las hileras

39 Cobertura total: 90 % de las plantas se tocan entre las hileras

Estadio principal 5. Aparición del órgano floral

51 1er botón floral visible (tamaño de cabeza de cerilla)⁴)

55 Botones florales agrandados

59 Pétalos visibles; botones florales aún cerrados

Estadio principal 6. Floración

60 Primeras flores abiertas (distribuidas en forma esporádica dentro de la población de plantas)

61 Comienzo de la floración: ("Early bloom"): 5 - 6 flores / 7,5 m hilera

65 Floración principal: („Mid bloom“): 11 o más flores / 7,5 m hilera

67 Última fase de floración („Late bloom“); mayoría de las flores marchitadas

69 Fin de la floración

Estadio principal 7. Formación del fruto

71 10 % de las cápsulas alcanzan tamaño final

72 20 % de las cápsulas alcanzan tamaño final

73 30 % de las cápsulas alcanzan tamaño final

74 40 % de las cápsulas alcanzan tamaño final

75 50 % de las cápsulas alcanzan tamaño final

76 60 % de las cápsulas alcanzan tamaño final

77 70 % de las cápsulas alcanzan tamaño final

78 80 % de las cápsulas alcanzan tamaño final

79 90 % de las cápsulas alcanzan tamaño final

Estadio principal 8. Maduración de frutos y semillas

80 Primeras cápsulas abiertas en los primeros brotes florales

81 Comienzo de la apertura de las cápsulas:

10 % de las cápsulas abiertas

82 20 % de las cápsulas abiertas

83 30 % de las cápsulas abiertas

- 84 40 % de las cápsulas abiertas
- 85 50 % de las cápsulas abiertas
- 86 60 % de las cápsulas abiertas
- 87 70 % de las cápsulas abiertas
- 88 80 % de las cápsulas abiertas
- 89 La mayoría de las cápsulas abiertas

Estadio principal 9. Senescencia

- 91 10 % de las hojas decoloradas o caídas
- 92 20 % de las hojas decoloradas o caídas
- 93 30 % de las hojas decoloradas o caídas
- 94 40 % de las hojas decoloradas o caídas
- 95 50 % de las hojas decoloradas o caídas
- 96 60 % de las hojas decoloradas o caídas
- 97 Partes aéreas de la planta secas; reposo vegetativo
- 99 Partes cosechadas (cápsulas y semillas) (Meier 2001).

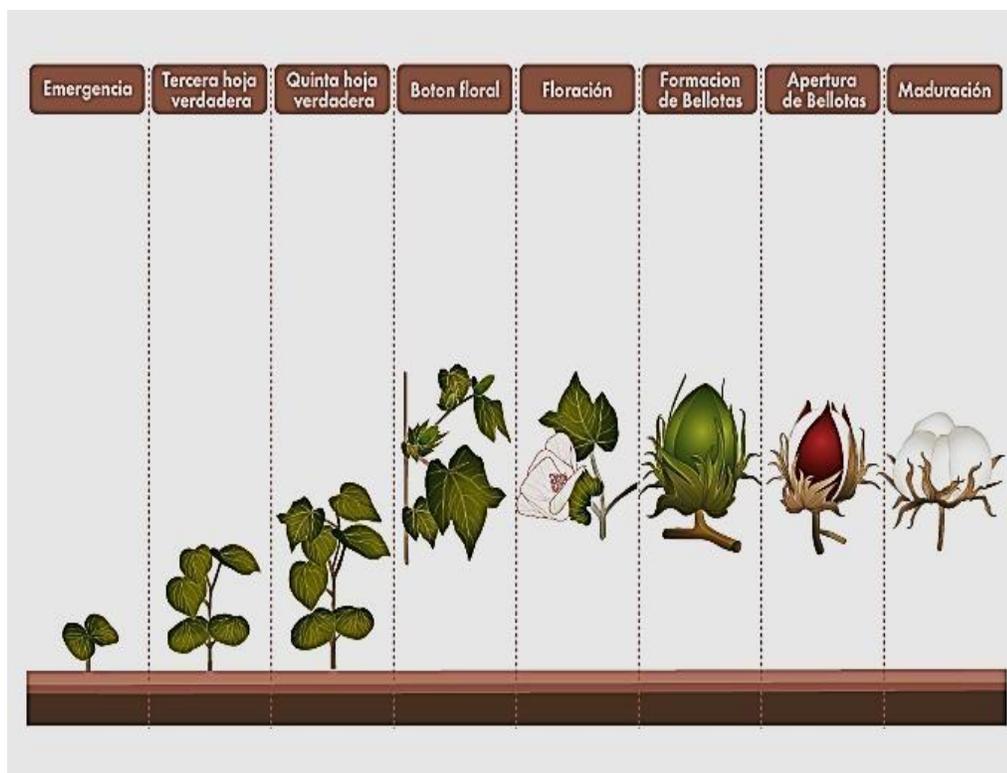


Figura 2. Etapas fenológicas de la planta de algodón.

2.1.5 Factores que afectan al cultivo

Clima.

El algodón es un cultivo típico de las zonas cálidas. La germinación de la semilla se produce cuando se alcanza una temperatura no inferior a los 14 °C y el terreno tiene humedad suficiente. El rango de temperatura para los procesos metabólicos y bioquímicos del algodón es de 23,5 °C a 35 °C, siendo la temperatura óptima de 28 °C. Es un cultivo del algodón es exigente en agua, siendo el mes anterior a la floración, el periodo más sensible a la sequía (<http://www.agroes.es/cultivos-agricultura/cultivos-herbaceos-extensivos/algodon/475-algodon-clima-y-suelo-necesidades-y-exigencias>, 8/06/17).

Algunos factores solos o en combinación con otros, pueden influir en el inicio de la fructificación. Bajas poblaciones de plantas pueden bajar el nudo de la primera rama fructífera en tanto como un nudo.

Mientras que altas poblaciones, temperaturas frías (nocturnas debajo de 15 °C) durante unas semanas después de la emergencia, daños por trips, o un periodo inusual de altas temperaturas (noches con más de 27 °C), pueden promover el nudo de la primera rama fructífera hasta en el nudo tres. Un estrés de Nitrógeno también puede afectar el nudo de la primera rama fructífera, sin embargo esto es raro, debido a que las necesidades de N son bajas antes del fructificación y en presiembra Pérez citado (14/06/17). <http://www.oeidrus-bc.gob.mx/sispro/algodonbc/descargas/FENOLOG%C3%8DA.pdf>.

Riegos

El agua y los nutrientes limitan las áreas en las que se puede cultivar el algodón de forma satisfactoria (<http://www.tdx.cat/bitstream/handle/10803/6488/capitulo4.pdf>, jsessionid=ad0809c16316e100d32dfad1895d41d?sequence=5. 07/06/17). Disponer de muy poca agua provoca un déficit asociado con la abscisión de la formación del fruto y bajos rendimientos. Por otro lado, un riego muy frecuente puede causar un crecimiento vegetativo excesivo, no asociado con mayores rendimientos.

Utilizar una “cámara de presión” (que mida la tensión de agua en la hoja) es un método práctico que ayuda al control del manejo del riego (Naandanjain 2014).

Nutrientes

La planta de algodón es muy exigente en el abonado pero no obstante, se han determinado las siguientes dosis para una producción máxima los 1000 Kg. de algodón.

N₂ 60 UF.

P₂O₅ 25 UF.

K₂O 47 UF.

La cantidad de aportaciones de fertilizante por Ha, de forma general es el siguiente:

N2300 UF/Ha

P₂O₅ 240 UF/Ha

K₂O 250 UF/Ha

El abonado de potasio incrementa la calidad de la fibra sobre todo en longitud y aumentando también el peso de la cápsula. En cambio el abonado fosfórico aumenta en grosor la cápsula y hace que ésta abra más rápidamente.

El abonado de fondo se debe de realizar por los meses de diciembre a enero.

Abonado de cobertura: El abonado en N (nitrógeno) es muy importante para la planta en su desarrollo pues debe ir tomando de él para su ciclo. Siendo las dosis de abonado de nitrógeno de fondo de 180 UF/Ha. Es muy importante que el nitrógeno incorporado al suelo sea bien absorbido por la raíz. Los procesos para su aplicación son los siguientes:

1. Inyección de nitrógeno del 20 al 40% en riqueza. Se trata de un nitrógeno volátil por lo que la superficie del terreno no debe ser tocada.
2. Incorporación de urea del 46% en riqueza de nitrógeno.
3. Fertirrigación. Si se tiene un cultivo con fertirriego es conveniente hacer una aplicación de N de cobertura de forma paulatina., citado en <http://www.infoagro.com/herbaceos/industriales/algodon.htm>. 07/06/17).

NUTRIENTES NECESARIOS PARA EL ALGODON		
	Nutriente	Necesidades Estimadas kilos/Paca
Primarios	Nitrógeno (N)	20 - 27
	Fósforo (P)	9 - 11
	Potasio (K)	18 - 20
Secundarios	Calcio (Ca)	3 - 4
	Magnesio (Mg)	4 - 6
	Azufre (S)	4 - 6
Micronutrientes	Boro (B)	menos de 1
	Zinc (Zn)	menos de 2
	Manganeso (Mn)	menos de 4
	Fierro (Fe)	menos de 2
	Cobre (Cu)	menos de 0.3

Figura 3. Nutrientes para el algodón.

Respecto a las exigencias edáficas, el cultivo del algodón requiere suelos profundos y permeables para que las raíces se desarrollen sin dificultad. Es bastante tolerante a la salinidad. Un retraso de la floración y la formación de frutos pueden ser debido a la compactación del suelo, exceso de nitrógeno, temperaturas nocturnas bajas (<http://www.agroes.es/cultivos-agricultura/cultivos-herbaceos-extencivos/algodon/475-algodon-clima-y-suelo-necesidades-y-exigencias>. 8/06/17). Los suelos ácidos y los alcalinos pueden evitar que los nutrientes puedan ser tomados por la planta del suelo, por lo que se recomienda medir el pH del suelo. La regla general para algodón es un pH entre 6.0 y 6.5, Delta and pine land 2002.



Figura 4. Deficiencia de nitrógeno.



Figura 5. Deficiencia de fósforo.



Figura 6. Deficiencia de potasio.

Enfermedades

Las enfermedades que afectan a la semilla y a las plántulas hacen susceptible al algodón durante periodos cortos de tiempo. Transcurrida esta fase la planta se hace progresivamente más resistente. A las 2 ó 3 semanas de la siembra las plántulas resisten el ataque de los patógenos, a menos que se produzcan fríos inusuales o condiciones húmedas.

El periodo de susceptibilidad coincide con contenidos muy bajos de taninos y terpenoides en el hipocótilo y los tejidos de la raíz; por tanto, a mayor concentración de estos compuestos, mayor será la resistencia.

https://alojamientos.uva.es/guia_docente/uploads/2013/427/52020/1/documento31.pdf.07/06/17.

Enfermedad azul (virosis). Se atribuye a un virus, *Cotton leafroll dwarf virus* (CLRDV), cuyo único agente vector confirmado hasta el presente es el “pulgón del algodónero” (*Aphis gossypii* Glover).

Enfermedades de plántulas, “mal del tallito” o “damping-off”. Patógenos de importancia primaria: *Rhizoctonia solani* y *Pythium ultimum*. De importancia secundaria: *Fusarium* spp, *Alternaria* sp., *Colletotrichum gossypii*.

Enfermedades o podredumbres de las cápsulas. Este gran grupo se divide en "parásitos primarios o verdaderos que pueden penetrar la cápsula por sí misma, entre los que se menciona como más importantes a: *Xanthomonas axonopodis* p.v. *malvacearum*, *Colletotrichum gossypii*, *Diplodia gossypina*, *Phomopsis* sp, *Alternaria macrospora*. Por otra parte, el segundo grupo es conocido como "parásito secundario o colonizadores", y son aquellos que acceden al interior de los frutos a través de "puertas de entrada", aberturas naturales y heridas, especialmente aquellas causadas por insectos que introducen en forma pasiva a los patógenos durante su alimentación.

De esta forma, alcanzan el interior de la cápsula donde se desarrollan y causan podredumbre. Entre los más comunes se mencionan a: *Alternaria* sp., *Trichotecium* sp., *Rhizopus* sp., *Aspergillus* sp., *Fusarium* spp.

Lesiones de hoja por *Ramularia* o “Falso mildiu”. Es una enfermedad causada por *Ramularia areola* At., actualmente difundida en todas las regiones de cultivo, se presenta con mayor frecuencia y severidad en los ambientes más húmedos, especialmente luego de la difusión de cultivares con cierta sensibilidad.

Mancha angular o “bacteriosis”. Enfermedad causada por *Xanthomonas axonopodis* p.v. *malvacearum* (E:F:Sm. Dowson), afecta los órganos aéreos de la planta y los daños son mayores, cuando prevalecen tormentas de lluvia y viento, que favorecen la dispersión de este problema fitosanitario. El ciclo se inicia con la siembra de semilla infectada, ya sea en forma externa, sobre el linter que rodea la semilla, o internamente, localizada en los cotiledones.

Manchas por Alternaria o “alternariosis”. Causadas por los hongos *Alternaria macrospora* y *Alternaria alternata*, en ese orden de importancia. Ambos microorganismos, en condiciones de ambiente húmedo, producen lesiones en hojas aunque también pueden afectar otros órganos de las plantas, (Bonacic *et al.* 2010).



Figura 8. *Verticillium albo-atrum*.



Figura 7. Fusariosis.



Figura 9. *Xanthomonas campestris*.

Métodos de control de malezas

Las malezas se pueden mantener bajo control por distintas vías, entre ellas métodos culturales, físicos y químicos. Los métodos culturales incluyen la rotación de cultivos, la preparación del terreno, los cultivos de relevo y el asocio de cultivos.

Rotación de cultivos. Una cuidadosa selección de la frecuencia de cultivos puede contribuir mucho a reducir los problemas de malezas antes de la siembra de un cultivo. La rotación debe incluir cultivos que dejen el campo bastante libre de malezas, tales como la papa, o aquellas que suprimen las malezas eficazmente, por ejemplo la patata dulce, maíz y sorgo sembrados densamente, y leguminosas de crecimiento rápido, tales como el frijól mungo.

Preparación del terreno. Los buenos métodos de preparación del terreno tienen que ser escogidos de acuerdo con las especies de malezas predominantes en el campo. Las malezas anuales se controlan mediante repetidas y poco profundas labranzas. Las malezas perennes dotadas de estolones, rizomas y otros propágulos subterráneos requieren labranza profunda para extraer estos órganos sobre la superficie del suelo y exponerlos a la desecación por el sol y el viento. Los pases de rastra cortan estos propágulos en pequeños fragmentos y facilitan más aún su desecación. Donde el régimen de lluvias es adecuado y el suelo apropiado, se puede sembrar directamente dentro del cultivo anterior sin movimiento alguno del suelo. Esto tiene la ventaja de dejar las semillas de las malezas enterradas bajo la superficie del suelo, lo que dificulta su germinación.

Métodos físicos. Las labores de cultivo son las más comunes, mientras que a veces también se usan el corte con machete, la quema y el acolchado. La quema de la vegetación existente se practica usualmente en campos donde la tierra ha sido desbrozada previamente a su preparación con vistas al establecimiento de una plantación de palma de aceite o de cocoteros.

La quema destruye no solamente las malezas en crecimiento y sus restos, sino también sus semillas que permanecen sobre o cerca de la superficie del suelo.

El corte es una práctica común en cultivos tropicales perennes, tales como la palma de aceite y el cocotero, que se logra al utilizar machetes u otras herramientas simples. Las malezas así cortadas se dejan en el campo para que sirvan como acolchado y así evitar mayor germinación y crecimiento de las malezas. Otra vía es sacarlas del terreno para que los animales la ingieran. El corte de malezas no puede utilizarse en cultivos anuales.

La labranza es el método más común de destrucción de malezas. En áreas con energía disponible las labores de cultivos pueden hacerse rápidamente por vía mecanizada, de lo contrario se utiliza la tracción animal o la limpieza a mano con azada. En cultivos en surcos el laboreo puede hacerse solo en los espacios entre surcos, pero sin afectar las malezas que crecen en los surcos del cultivo, las que deben ser eliminadas manualmente. Las labranzas entre surcos deben realizarse con gran cuidado para evitar daños al cultivo.

El acolchado, que comprende la cobertura del suelo con diversos materiales, como restos de cosechas, paja o láminas plásticas, sólo es económico cuando tales materiales son fácilmente disponibles y resultan poco costosos. La paja del arroz, tallos de maíz y cascara de cacahuetes están entre los restos de cultivos apropiados. El acolchado con láminas plásticas es generalmente muy costoso para ser usado en cultivos oleaginosos.

Control químico de malezas. Los herbicidas ofrecen una herramienta adicional al agricultor en la batalla contra las malezas. Existen herbicidas selectivos disponibles para la mayoría de los cultivos oleaginosos, hecho de particular valor para los cultivos de siembra directa, donde no existen otros medios de control de malezas en etapas tempranas.

Sin embargo, los herbicidas tienen sus limitaciones, ya que ninguno logra controlar todas las especies de malezas. El agricultor tiene que conocer las especies predominantes en el campo a fin de hacer la selección correcta del herbicida. Los herbicidas son útiles, pero deben ser vistos simplemente como otro medio de control en un programa integrado de manejo de malezas. Los párrafos que siguen tratan brevemente sobre el control de malezas en cultivos específicos., citado en <http://www.fao.org/docrep/T1147s0I-htm.08/06/17>.

2.2 Cultivos transgénicos

Los recursos genéticos son la base de la seguridad y soberanía alimentaria de un país y la materia prima para el desarrollo de nuevas variedades con características que les permitan ser resistentes a plagas, enfermedades, escasez de agua, cambios climáticos (Pérez *et al.* 2016). En la obtención de un nuevo cultivar de cualquier especie de interés agrícola, el éxito depende del conocimiento de los principios biológicos, biométricos, agronómicos, industriales y económicos, para el aprovechamiento de la variación genética entre caracteres y plantas, a fin de identificar aquellos genotipos con mayor cantidad de alelos favorables, más eficientes y adaptados a las condiciones de cultivo, necesidades del productor y sector agroindustrial, lo que permitirá el éxito del programa de mejoramiento genético (Aramendiz *et al.* 2010).

La planta transgénica contiene uno o más genes que han sido insertados en forma artificial en lugar de que la planta los adquiera mediante la polinización. La secuencia génica insertada (llamada el transgen) puede provenir de otra planta no emparentada o de una especie por completo diferente: por ejemplo, el maíz Bt, que produce su propio insecticida, contiene un gen de una bacteria. Las plantas que tienen transgenes a menudo son llamadas genéticamente modificadas o cultivos GM, si bien en realidad todos los cultivos han sido genéticamente modificados con respecto a su estado silvestre original mediante la domesticación, la selección y el mejoramiento controlado a través de períodos prolongados, citado Rivas 14/06/17.

El algodón transgénico es una tecnología desarrollada para proteger las plantas de algodón del daño de ciertos insectos, a través de la inserción de un gen o genes de una bacteria natural del suelo, *Bacillus thuringiensis*, comúnmente conocido como Bt, lo que las hace producir, durante todo su ciclo de vida, pequeñas cantidades de una proteína Cry δ -endotoxina que es tóxica para ciertos insectos. Una vez insertado el gen del Bt en el genoma de la planta de algodón, las características de la proteína Cry son transferidas, a variedades de algodón de alto rendimiento. Propiedades agrícolas como mayor rendimiento, mejor calidad de fibra y otras características importantes son preservadas, al mismo tiempo que el gen de la proteína Cry se agrega a las variedades comerciales (Agro-bio 2005).

El algodón Bt fue introducido comercialmente por primera vez en las variedades de Bollgard en estados unidos y Australia en 1996. Desde ese año, un total de nueve países (siete en desarrollos y dos industrializados) han sembrado con éxito millones de hectáreas de algodón Bt. Se trata de Estados Unidos, México, Argentina, Colombia, China, India, Indonesia, Australia, y Sudáfrica. En conjunto estos nueve países cultivaron en el año 2001, 20 millones de hectáreas de algodón transgénico (el 60% de la superficie de algodón), las semillas del algodón Bt son producidas y comercializadas por la empresa Monsanto, empresa multinacional que realiza investigaciones sobre el tratamiento genético de productos agrícolas.

El algodón Bt es un candidato ideal para ser sembrado como modelo de cultivo modificado genéticamente; en primer lugar, el algodón no se come y por lo tanto no está afectando por el escepticismo y la cautela de los consumidores respecto a los alimentos, facilitando su regulación y aceptación por la sociedad (Luna y Ángel 2017).

El cultivo del algodón, debido a la forma que se lleva a cabo, presenta varios problemas de plagas, las que son controladas con plaguicidas, lo que a causado serios problemas de salud en los trabajadores algodoneros, como

alternativa se ha desarrollado el llamado algodón Bt; este es un algodón que se le a introducido el gen de una bacteria, *Bacillus thuringensis* (Bt) que produce toxinas letales a varios grupos taxonómicos de insectos (Boletín n°8 2005).

El alto costo de producción ocasionado por el control de plagas, que en algunos casos llega a requerir hasta de 14 aplicaciones de insecticidas con altas dosis de principio activo, llevó al uso de la biotecnología.

El algodón transgénico que se encuentra actualmente en el comercio ha sido modificado genéticamente para que sea tolerante a los herbicidas, resistente a los insectos o una combinación de ambas características. De los tipos de transgénicos señalaron como obstáculo el tratamiento de las semillas, que no se permite para la certificación orgánica (SAGARPA 2014).

Otro cambio fundamental es la semilla transgénica con ahorros muy considerables, pues de un promedio de 15 a 17 aplicaciones de parasiticidas, se han reducido a 2 ó 4 aplicaciones. Los usos de herbicida han sido los mismos (Fernández 2001).

Ante esta situación, el uso de variedades transgénicas de algodónero Bollgard® y Bollgard II® con genes *cry* provenientes de la bacteria *Bacillus thuringiensis* (Bt) pretende controlar efectivamente a estos insectos plaga y al mismo tiempo reducir el uso de insecticidas, sin causar daños colaterales al medio ambiente por agroquímicos. Los genes *cry* presentes en estas variedades transgénicas de algodónero son específicos para estos insectos plaga. Bollgard® es una variedad de algodónero patentada por la compañía Monsanto que produce la toxina Cry1Ac. Esta tecnología hace a la planta resistente contra el ataque del complejo bellotero *Helicoverpa zea* (Boddie) y *Heliothis virescens* (F.) así como el gusano rosado *Pectinophora gossypiella* (Saunders), reduciendo significativamente el número de aplicaciones de insecticidas para el control de estas plagas. Bollgard II® también producida por Monsanto expresa además de proteína Cry1Ac a la proteína Cry2Ab la cual

podría ampliar su espectro de acción y evitar el problema de resistencia (CIBIOGEM 2011).

Hasta la fecha, la tecnología MG ha servido, más que nada, para producir varios cultivos agrícolas con características "dictadas por el mercado", algunas de las cuales han alcanzado el éxito comercial.

El desarrollo de variedades producidas comercialmente en países como Estados Unidos y Canadá, se ha enfocado en aumentar la vida en anaquel de las frutas y verduras, conferir resistencia contra virus o insectos y conferir tolerancia a herbicidas específicos. Aunque estas características han resultado benéficas para los agricultores, ha sido difícil lograr que los consumidores vean algún beneficio como no sea, en casos limitados, un mejor precio debido al abatimiento de los costos y la mayor facilidad de producción citado, (Rivas 14/06/17).

La biotecnología promete aumentar la productividad creando plantas adaptadas a su medio ambiente, reducir costos de producción, generar innovaciones y mejorar en los alimentos y conducir practicas más ecológicas (Sánchez-Cuevas 2003).

2.3 Insectos plaga

Las plagas insectiles y ácaros del algodnero, cuando no se controlan, merman la producción de algodón en hueso hasta un 50%, además de afectar la calidad de la fibra y la semilla. Las plagas del algodnero que con frecuencia requieren el uso de insecticidas y acaricidas en el Valle de Mexicali, B.C., y la región agrícola de San Luis Río Colorado, Sonora (Herrera *et al* 2010).

La plaga insectil principal en este cultivo es el picudo (*Anthonomus grandis*); sin embargo, en los últimos años se ha intensificado la presencia y daño de gusano rosado (*Pectinophora gossypiella*), aparentemente debido a las condiciones de sequia que han prevalecido.

Insectos de menor importancia son: gusano bellotero (*Heliothis Zea* y *Heliothis virescens*), conchuela o chinche apestosa (*Nezara viridula*, *Euschistus servus* y *Chlorochroa ligata*), pulgón (*Aphis gossypii*), mosca blanca (*Bemisia tabaci* y *Bemisia argentifolii*), y ocasionalmente araña (*Tetranychus sp.*) (Quiñones *et al* 2000).

Las plagas del algodón desde que se cosechaba la fibra del algodón silvestre, esta planta ha sido atacada por diversas y destructivas plagas, y se han multiplicado desde que fue sembrada en crecientes superficies en las tierras cálidas, húmedas de Veracruz, Guerrero y Oaxaca, y en las huastecas de San Luis Potosí e Hidalgo. https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/170137/09_plagas_delalgodonero.pdf. 07/06/17.

2.3.1 Importancia económica de los insectos plaga

Uno de los principales problemas que limitan la producción de algodón en las distintas regiones productoras de esta fibra en México, lo constituyen las plagas. Las principales plagas del algodón en la Comarca Lagunera son el gusano rosado, *Pectinophora gossypiella* (Saunders), gusano bellotero, *Heliothis zea* Boddie, gusano tabacalero, *H. virescens* Fabricius, y la conchuela del algodón, *Chlorochroa ligata* Say. En las regiones algodonerías de Chihuahua las principales plagas en orden de mayor a menor importancia son el picudo, complejo *Heliothis* y gusano rosado. En Sinaloa y Sonora las plagas de mayor importancia económica son el picudo y el complejo *Heliothis*. En el Valle de Mexicali, B. C. y en la región de San Luis Río Colorado, Son., la chinche *Lygus* y el gusano rosado son las plagas primarias. En La Huasteca (sur de Tamaulipas, San Luis Potosí y Veracruz) las principales plagas son el picudo, el complejo *Heliothis* y el gusano soldado, *Spodoptera exigua* (Hubner). El picudo del algodón es una plaga secundaria en la Comarca Lagunera, pero puede llegar a constituirse en plaga de importancia económica si se presenta un período de varios años lluviosos. Este insecto es particularmente de gran importancia económica en el Valle de Delicias, Chih.

La mosquita blanca de la hoja plateada, *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring, afectó severamente al algodón durante los ciclos agrícolas comprendidos entre 1992 y 1997 en la mayoría de las regiones algodonerías, pero sus infestaciones y daños han disminuido posteriormente.

De los insectos defoliadores el gusano soldado, *Spodoptera exigua* Hubner, se ha constituido en un serio problema entomológico durante los últimos tres años en la Comarca Lagunera, alcanzando niveles poblacionales considerablemente altos, lo cual ha propiciado la necesidad de realizar varias aplicaciones de insecticidas para su control. Las infestaciones y daños de la conchuela del algodón se han incrementado durante los últimos tres años (1999-2001) en la Comarca Lagunera, de tal manera que la mayoría de las aplicaciones de insecticidas son dirigidas contra esta plaga; sin embargo, es una plaga secundaria en el resto de las regiones algodonerías citadas, (Nava 07/06/17).

Se estima que el combate químico de plagas en el algodón representa del 20 al 25 % del costo de producción total en la Comarca Lagunera. Durante 1996 se efectuaron 7.3 aplicaciones de insecticidas, en promedio, a nivel regional. En 1996 el costo del combate de plagas por hectárea fue de \$2,190 y a nivel regional (19,300 has) de \$42.2 millones. En 1997 se efectuaron 5.1 aplicaciones de insecticidas, en promedio, para el control del complejo de plagas, debido a que sus niveles de infestación fueron generalmente bajos. Posteriormente, los niveles de infestación de plagas y sus daños se redujeron significativamente debido al uso generalizado de algodón transgénico. Durante 1998, 1999 y 2000 se realizaron 3.2, 3.5 y 2.0 aplicaciones de insecticidas por ha, respectivamente (Nava 2000, Sánchez 2000).

2.3.2 Principales insectos plaga del cultivo del algodón

Entre las principales plagas de este cultivo se tienen al picudo del algodón *Anthonomus grandis* Boheman, gusano rosado *Pectinophora gossypiella* (Saunders), gusano bellotero *Helicoverpa zea* (Boddie), gusano tabacalero *Heliothis virescens* (Fabricius), chinche ligus *Lygus hesperus* Knight., *L. Lineolaris* (Palisot de Beauvois) *L. elisus*, Van Duzee chinche apestosa *Nezara viridula* (L.) y *Chlorochroa* spp, y mosquita blanca *Bemisia argentifolii* Bellows and Perring. Existe además un complejo de otros insectos chupadores y gusanos que en ocasiones se pueden convertir en serios problemas para el algodónero (Martínez 2004). Según la Conferencia de Naciones Unidas para el Comercio y el Desarrollo (Unctad 2013), más de 1300 especies diferentes de plagas de insectos atacan el cultivo, siendo las más importantes el gusano rosado (*Pectinophora gossypiella*) (Figura 10), el picudo (*Anthonomus grandis*) (Figura 18), gusano bellotero (*Heliothis zea*) (Figura 19), y *Heliothis virescens* (Figura 20), conchuela o chinche apestosa (*Nezara viridula*, *Euschistus servus* y *Chlorochroa ligata*)(figura 21), pulgón (*Aphis gossypii*) (Figura 22), mosca blanca (*Bemisia tabaci* y *Bemisia argentifolii*) (Figura 23) y, ocasionalmente, araña roja (*Tetranychus* sp.) (Figura 24).

Gusano Rosado (*Pectinophora Gossypiella*).



Figura 10. Larva del gusano rosado.

Ubicación taxonómica. El gusano rosado posee la siguiente clasificación taxonómica:

Reino: Animalia

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Lepidoptera

Familia: Gelechiidae

Género: *Pectinophora*

Especie: *P. gossypiella*

Daño. Cuando las larvas recién emergidas se encuentran en las flores, unen los pétalos con seda para protegerse formando la llamada “flor rosetada”, la cual no abre adecuadamente, siendo esto de gran utilidad para detectar infestaciones en campo.

Induce la caída de los botones florales (“papalotes” o “cuadros”), menores de 10 días de desarrollo; sin embargo, la mayoría de los cuadros atacados se desarrollan normalmente en bellotas (Figura 11).



Figura 11. Daño de larva de *Pectinophora gossypiella*, en flores.

Cuando la larva recién emergida ataca a la bellota, penetra por la parte media del fruto o por el ápice, en un lapso de 20 a 30 minutos. El orificio de entrada no es visible en un principio desde el exterior, pero en la parte interna de la

pared de la bellota se desarrolla un callo o verruga. En bellotas muy jóvenes pueden no formarse estas verrugas. Las larvas barrenan la superficie de la pared interna de la bellota antes de entrar a la fibra, dejando una mina característica, que puede ser evidencia del daño de gusano rosado. La larva se alimenta de la fibra para llegar a la semilla ya como larva de segundo instar. Una vez que la larva completa su período de alimentación, deja la bellota mediante un característico orificio de salida en el carpelo de la pared. En promedio, una larva puede destruir de dos a cinco semillas durante su desarrollo y puede afectar por completo el lóculo de la bellota. Dichos daños provocan manchado de la fibra, afectan su longitud y resistencia, bajando por ende su calidad y el precio de venta.

a



Figura 12. También ocasionan pérdidas en la viabilidad, peso de la semilla y calidad del aceite (Pacheco 1994; Ramírez y Nava 2000; Carrillo et al. 2010; Urretabizkaya et al. 2010).

Figura 12. Daño de *Pectinophora gossypiella*. A. Larva de primer instar alimentándose de la fibra. B. Larva barrenando la pared interna de la bellota. C. Daño a la semilla. D. Alimentándose de la fibra. E. Orificio de salida. F. Fibra dañada por gusano rosado. Créditos: A) Universidad de California, B) Dr Vishlesh Nagrare, CICR Nagpur; C) K. R. Kranthi; D) Department of Entomology, CCS Haryana Agricultural University; E).

Biología y morfología. Las palomillas del gusano rosado emergen en primavera y verano, aquellas que emergen en primavera son producidas por pupas de larvas diapáusicas de ciclo largo y las que emergen en el verano son producidas por pupas de larvas de generaciones estacionales no diapáusicas de ciclo corto. En primavera la emergencia de palomillas comienza usualmente antes de que el algodón empiece a fructificar, lo que permite la oviposición se de sobre yemas foliares y tallos, donde las larvas rara vez sobreviven. Considerando que esta plaga requiere fundamentalmente fructificaciones para ovipositar y alimentarse, todas aquellas palomillas que emerjan antes de que existan cuadros (botones florales), no podrán sobrevivir ni reproducirse.

Estas palomillas representan lo que comúnmente se conoce como “generación suicida”. Por el contrario, todas las palomillas que emerjan después de dicha etapa fenológica del cultivo formarán la “generación efectiva” que dará origen a las generaciones perjudiciales de la plaga.

El porcentaje de la “generación suicida” depende de la fecha de siembra del algodón; es decir, que entre más temprano se siembre el cultivo, el porcentaje de “generación suicida” será menor. En la Comarca Lagunera se determinó que el 63.8 % de la población se considera como “generación suicida”, cuando se siembra en la fecha óptima del 1 al 10 de abril y el inicio de producción de cuadros ocurra alrededor del 15 de mayo (Pacheco 1994; Ramírez y Nava 2000).

Ciclo biológico. *P. gossypiella* posee metamorfosis completa, pasa por los estados de huevo, larva, pupa y adulto. Los huevos a los 10 días aproximadamente eclosionan. El periodo larval dura de 20 a 30 días y la etapa de pupa dura 10 días. Los adultos pueden vivir uno o dos meses (Urretabizkaya *et al.* 2010; Uc 2015). Sin embargo, la duración del ciclo biológico está determinada por condiciones ambientales.

Descripción morfológica. Las características morfológicas de esta plaga son las siguientes:

Huevo. Recién ovipositado es de color blanco aperlado, posteriormente se torna de color rojizo anaranjado; es de forma alargada, esférica y esculpido; mide 0.4 a 0.6 mm de longitud y 0.2 a 0.3 mm de ancho. Cuando el huevo está próximo a la eclosión se puede observar la cápsula cefálica de la larva (Venette *et al.* 2000; Vennila *et al.* 2007).

Larva. Pasa por cuatro instares. En el primer instar mide 1 a 2 mm de largo; cuerpo de color blanco cristalino o blanco amarillento; cápsula cefálica de color ámbar oscuro, cuerpo formado por 12 segmentos y presenta tres pares de patas verdaderas (Figura 13 A). El segundo instar es un poco más grande que el instar anterior; de color blanco cremoso o amarillento. Tercer instar su tamaño alcanza hasta 10 mm de longitud, iniciándose la coloración rosa con franjas en cada segmento, pero sin cubrir totalmente el mismo. Cuarto instar mide de 12 a 15 mm; el color rosa es más acentuado y cubre casi todos los segmentos (Figura 14 B y 15 C), de aquí su nombre común de gusano rosado (Pacheco 1994; Flores *et al.* 1998; Ramírez y Nava 2000; Vennila *et al.* 2007).



Figura 13. Larva de *Pectinophora gossypiella*. A. Primer instar. (Créditos), Texas A&M Agrilife extensión).



Figura 14. Larva de *Pectinophora gossypiella*. B. Tercer instar. (Créditos), ICAR-National Bureau of Agricultural Insect Resources, 2013.



Figura 13. Larva de *Pectinophora gossypiella*. C. Cuarto instar. ((Créditos), ICAR-National Bureau of Agricultural Insect Resources, 2013).

Pupa. De color rojizo-marrón y mide de 8 a 13 mm de longitud por 2.4 mm de ancho, presenta pubescencia fina (Pacheco, 1994; Ramírez y Nava, 2000).

Adulto. Los adultos son pequeñas palomillas de color marrón oscuro miden de 7 a 10 mm; expansión alar de 15 a 20 mm. La cabeza marrón rojiza con escamas iridiscentes. Palpos labiales alargados y curvados hacia arriba. Alas anteriores alargadas, ovaladas con escamas oscuras. Las alas posteriores de forma trapezoidal, más amplias que las alas anteriores.

Las alas anteriores y posteriores presentan bordes superiores con un fleco de color claro y sedoso (Figura 16 A y 17 B) [Uc, 2015; Cabi 2016].



Figura 14. Adulto de *Pectinophora gossypiella*. A. Flecos en alas anteriores y posteriores. (Créditos), Wendy Moore. Figura 15. Adulto de *Pectinophora gossypiella*. B. En posición de reposo. (Créditos), Universidad de California.

Control cultural Los productores de algodón quedan obligados a cumplir las fechas de siembra, defoliación, cosecha, desvare y barbecho, que la Delegación Estatal o Regional de la Secretaría establezcan a través del paquete tecnológico y programas fitosanitarios para el cultivo del algodonnero en cada distrito de Desarrollo Rural. Un método de control cultural es la siembra tardía donde el fin de la diapausa se desencadena por la duración del día. Lo anterior, ayuda a que las larvas que emergen antes de la cosecha no tienen suministro de alimento para su desarrollo (Frisbie *et al.* 1989). Otros métodos que reducen el número de larvas invernantes son: la defoliación de los cultivos; desecación de la cosecha al final de la temporada; la eliminación de las cápsulas inmaduras de fines de temporada y el uso de variedades de ciclo corto Besaley y adams (1995), recomendaron el uso de cultivares de ciclo corto apropiados para el clima estacional de la zona, rotación de cultivos, recolección y el tratamiento de los residuos de los cultivos. Otro método de control cultural, incluye la preparación de la tierra, riego, control de malezas, fertilización, el uso de cultivos trampa (El-amin y ahmed 1991).

Las rotaciones algodón-sorgo y sorgo-algodón juegan un papel importante en el manejo de la población de gusano rosado, debido a que acelera su emergencia, por lo tanto, esta generación no encontrará sitios adecuados para su desarrollo (Muller *et al.* 1974).

Control biológico. En campos de algodón de Arizona y California, fueron reportadas especies de insectos depredadores capaces de alimentarse de una o más etapas biológicas del gusano rosado [Wene y Sheets, 1962; Van y Hagen, 1966; Henneberry y Naranjo, 1998]. Los estados de huevo y el primer instar larval son más vulnerables a la depredación, por su exposición a los depredadores (Orphanides *et al.*, 1971; Irwin *et al.*, 1974).

Control genético. Existen variedades transgénicas de algodón en el mercado con resistencia al gusano rosado, las cuales contienen genes que producen las toxinas Cry1Ac y Cry2Ab, de *Bacillus thuringiensis* (Bt). Estas variedades proporcionan un excelente control del gusano rosado y otras plagas (Palemón s/f; Perlak *et al.*, 2001). En el Valle de Mexicali, Baja California, las larvas fueron susceptibles a las toxinas, sin evidenciar efectos de resistencia (Nava-Camberos *et al.*, 2010). Sin embargo, es necesario realizar los monitoreos en cultivos transgénicos de las diferentes zonas productoras a fin de determinar resistencia de la plaga.

Control autocida. Esta actividad consiste en liberar palomillas estériles (adultos) del gusano rosado. Estos al aparearse con los individuos nativos no tendrán descendencia, reduciendo de esta manera las poblaciones de dicha plaga (Senasica-usda, s/f).

Control etológico. Para el control del gusano rosado se requiere la aplicación de feromona gossyplure, en forma masiva en toda la superficie de algodón convencional.

Se deberán instalar 550 emisores / ha, cuando el cultivo presenta la quinta hoja verdadera, etapa fenológica en la que aún no se desarrollan los “cuartos” y no se presentan las poblaciones hibernantes de gusano rosado. El emisor se colocará a la altura media de la planta, liberará hasta por 90 días feromona gossypure, misma que en el ambiente provocará una confusión del macho, evitando que encuentre a la hembra y en consecuencia no habrá apareamiento (Senasica-usda, s/f).

Control químico. El control con insecticidas se ve limitado ya que las larvas se alimentan en el interior de las capsulas, además, desarrollan resistencia a los insecticidas, por lo que es más caro que otros métodos. En México, los insecticidas con registro de uso por la COFEPRIS son: alfacipermetrina, betacyflutrin, bifentrina, carbarilo, cipermetrina, clorpirifos, fenpropatin, lambda cialotrina, metidation, entre otros; los cuales deben ser aplicados de acuerdo a los datos de etiqueta del fabricante. No obstante, existe una amplia literatura sobre el control químico en otros países (Senasica 2016).

Picudo del algodnero, (*Anthonomus grandis* bohemian)



Figura 16. El picudo del algodnero.

Ubicación taxonómica. El picudo del algodónero posee la siguiente clasificación taxonómica:

Clase: Insecta

Orden: Coleoptera

Familia: Curculionidae

Género: *Anthonomus*

Especie: *grandis grandis* Boheman.

Se le conoce comúnmente de diferentes maneras: Picudo del algodónero. Picudo mexicano del algodónero. Boll weevil (Inglés). Anthonome, characon américain de la capsule (Francés). Mexikanischer baumwoollkapselkäfer (Alemán) (Lima 1998).

Hospedantes. En México se han reportado los siguientes hospedantes: *Gossypium aridum* (Rose & Standl.) Skovst., *G. harknessii* Brandege, *G. davidsonii* Kellogg, *G. thurberi* Todaro, *G. laxum* Gentry, *G. lobatum* Phillips, *G. hirsutum* L., *Hampea latifolia* Standl., *H. integerrima* Schltl., *H. longipes* Miranda, *H. tomentosa* (C.Presl) Standl., *H. trilobata* Standl., *H. stipitata* S.Watson, *H. mexicana* Fryxell, *H. ovatifolia* Lundell, *H. nutricia* Fryxell, *H. rovirosae* Standl., *Cienfuegosia rosei* Fryxell, *C. drummondii* (Gray) Lewt. e *Hibiscus pernambucensis* Arruda (Cross *et al.*, 1975; Burke *et al.*, 1986; Terán, 2011a). Además se ha reportado el género *Abutilon* como hospedera silvestre de esta plaga (Eppo, 2013).

Distribución. El picudo del algodónero es originario de Mesoamérica. Actualmente se reconoce que *A. grandis* se encuentra en todo el país, debido a la gran cantidad de hospedantes distribuido en varios estados de la República Mexicana (Senasica, 2011a). México se considera el lugar geográfico de origen de la plaga, donde se probó que ha existido desde hace más de mil años, según descubrimientos arqueológicos hechos en el estado de Oaxaca

utilizando el método del Carbono 14. En Estados Unidos se reportó la plaga en 1894, en Brownsville (Texas), y de ahí se extendió a todos los estados algodoneros; en este país se ha venido realizando investigación en manejo de la plaga desde esa época y existe abundante literatura científica al respecto (Parencia, 1978). Actualmente está presente en México, Centroamérica, Islas del Caribe, Venezuela y algunas regiones de Argentina, Paraguay, Colombia, Brasil y Estados Unidos (Burke *et al.*, 1986).

Daños. El picudo del algodonero es considerado como una de las plagas más importantes del cultivo del algodón por sus hábitos de daño. Los adultos machos y hembras se alimentan del interior de los botones florales y flores dañándolos y copulando dentro de los cuatro días siguientes a su emergencia. La hembra necesita de un período de preoviposición de cinco días adicionales a partir del cual inicia la oviposición que ocasiona un daño aún más serio a los botones florales (cuadros) y bellotas jóvenes; para ello realiza una perforación profunda hacia la parte media de los cuadros y bellotas o en la base de las flores, dentro de la cual coloca solo un huevo. Los daños del picudo en los cuadros son de dos tipos: por alimentación y por oviposición. También ataca flores y bellotas. El daño por alimentación lo hace el adulto al atacar los botones florales para alimentarse y son característicos los granos de polen en cada punto sobre el que ataca por la coloración amarillenta. Igualmente, el adulto se alimenta del polen de las flores.

El daño por oviposición lo hace la hembra adulta al perforar con su pico los botones florales y colocar un huevo, del cual sale una larva que al irse desarrollando, consume internamente estas fructificaciones; luego de esto, el cuadro abre sus brácteas y cae al suelo, donde la larva se transforma en pupa y posteriormente en un adulto (picudo) el cual mantendrá el ciclo de la plaga (Castillo, 1988).

Biología y Morfología. El picudo migra e hiberna en rastrojos forestales o en varias malváceas hospederas, incluyendo los rebrotes de algodón en campos cultivados (Cabi, 2001). Mientras un insecto normal no vive más de 50 días, el que entra en diapausa, puede llegar a los 130 días de vida, sin alimentación. La diapausa coincide con el cese de la floración del algodón y temperaturas nocturnas bajas (Manessi, 1997). El picudo generalmente migra de sus sitios de hibernación a los predios de algodón cercanos durante marzo a julio, dependiendo de las condiciones climáticas de cada región. Bajo condiciones favorables, el picudo del algodnero completa su ciclo de vida entre semana y media y dos semanas y media. La hembra coloca huevos en los cuadros de forma individual, pero cuando la población del picudo es alta y el número de cuadros escaso, se pueden encontrar dos o más huevos por fructificación. Posteriormente, se puede encontrar también daño de oviposición en bellotas jóvenes (Martínez *et al.*, 2002). Después de la cópula, las hembras pueden ovipositar luego de 20 minutos. Cada hembra hibernante oviposita de uno en uno menos de 100 huevecillos, pero hembras de las generaciones siguientes, o sea las que se han reproducido en el algodnero, pueden ovipositar 300 o más huevecillos (Pfdat, 1971; citado por Martínez *et al.*, 2002). Las larvas eclosionan en tres o cuatro días, son de color blanco, rechonchas, arqueadas ápodas y con la cabeza de color café. Se desarrollan dentro de los cuadros o las cápsulas del algodnero y se alimentan de las anteras, polen o fibra. Pasan por cuatro instares larvarios y al terminar su desarrollo que dura de 7 a 12 días, hacen una celda rudimentaria para pupar dentro de las fructificaciones que les proporcionan protección a las delicadas pupas. Este estado dura de tres a seis días después de los cuales el adulto emerge cortando un orificio en las fructificaciones; su longevidad es de aproximadamente 13 días (Martínez *et al.*, 2002).

Huevo. Son de color blanco marfil, lisos y de forma semejante a un diminuto grano de arroz. Los huevos eclosionan en un lapso de 3 a 5 días. El tiempo mínimo para el desarrollo de los huevos a 30 °C es de 50-51 horas (Cabi, 2001).

Larva. Son curculioniformes de color blanco opaco y cabeza café clara y se alimentan casi sin moverse dentro de la estructura floral; su duración es de 4 a 7 días. Pasan por tres instares; en el primero desarrollan cierta movilidad que les permite perforar una fina galería a través de las anteras. En el segundo instar se alimentan de la fibra en las cápsulas y de las anteras, pistilo y estigma en los botones, y, durante el tercer instar terminan por consumir la parte interna del botón o la fibra de los lóculos de los mamones (Navarro, 2000).

Pupa. Es exarata, de color blanco; el abdomen, como en el estado larval, presenta los segmentos divididos por una línea longitudinal media en su parte ventral. Al estar próximo a mudar al estado adulto sus ojos se tornan negros; pueden durar en este estado de 3 a 6 días (Martínez *et al.*, 2002).

Adulto. Es un gorgojo típico de 5 a 9 mm de longitud, con las características propias de los curculiónidos. Su color varía de café claro a marrón oscuro según la edad y sus élitros son coriáceos estriados longitudinalmente, su período de oviposición dura de 4 a 5 días y su longevidad es variable. La fecundidad total o número de huevos por hembra, es en promedio de 178 huevos para *A. grandis* bajo condiciones de campo.

El ritmo de oviposición de *A. grandis* o tiempo que tarda una hembra colocando sus huevos es de 27,3 días en promedio. La tasa de fecundidad de *A. grandis* o número de huevos por hembra por día es de 6.5. El período de preoviposición o tiempo que tarda una hembra desde su emergencia hasta colocar el primer huevo es de 8 días en promedio (Martínez *et al.*, 2003).

Enemigos naturales. Bajo condiciones de campo en México, Reyes *et al.* (2010) y Cortez *et al.* (2004) citados por Palemón (2011), observaron que *Catolaccus grandis* y *C. hunteri* Crawford presentan un parasitismo de 39.8 % y 42.0 % en larvas de tercer instar de *A. grandis grandis* (Cortez *et al.*, 2004); así como también, se ha observado que el ectoparasitoide *Bracon vulgaris* (Hymenoptera: Braconidae) ejerce parasitismo en la población de *A. grandis grandis* (Ramalho *et al.*, 2009; citados por Palemón, 2011).

No obstante, *C. grandis* destaca entre los parasitoides, por su especificidad sobre la plaga y por sus características intrínsecas que lo hacen un promisorio agente de control, mediante la cría masiva y liberación en campo (Terán, 2011).

Requerimientos climáticos. El rango de temperatura óptima para el picudo es de 24 a 29 °C, con alta humedad relativa. Existen varios factores naturales que contribuyen tanto a la destrucción del insecto, como a favorecer su desarrollo. Se sabe que los períodos de altas temperaturas aunados a las fuertes y prolongadas sequías, contribuyen grandemente para detener en forma efectiva su desarrollo y hasta controlarlo completamente, es decir, nulificando los daños. Pero por lo contrario, las estaciones templadas y húmedas ligadas a la persistencia de los nublados, le dan condiciones favorables para desarrollarse (JLSVVY, 2012). La temperatura umbral mínima de desarrollo para este insecto es de 13.01 °C, y el tiempo fisiológico que necesita para pasar de huevecillo a adulto es de 274 GD o grados día (Watson *et al.*, 1986). Nava *et al.* (2001) reportaron los siguientes requerimientos térmicos del picudo del algodnero con una temperatura umbral mínima de 12 °C: preoviposición, 28 GD; huevecillo, 54 GD; larva, 135 GD; pupa, 75 GD y ciclo completo, 292 GD.

Estos investigadores indican los siguientes requerimientos térmicos (temperatura base de 12 °C) de las principales etapas fenológicas del cultivo del algodnero en la Comarca Lagunera: primeros cuadros, 474 GD; aparición de cuadros susceptibles al picudo (> 1/3 de desarrollo), 600 GD; primeras flores, 827 GD; primeros capullos (bellotas maduras abiertas), 1649 GD (acumulados a partir de la siembra).

Gusano bellotero, (*Helicoverpa zea* Boddie)



Figura17.Gusano bellotero.

Ubicación taxonómica. El Gusano bellotero posee la siguiente clasificación taxonómica:

Reino: Animalia

Filo: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Lepidoptera

Suborden: Glossata

Infraorden: Heteroneura

(sin rango): Ditrysia

Familia: Noctuidae

Género: *Helicoverpa*

Especie: *H. zea*

Nombres comunes

Gusano elotero, gusano del fruto, gusano bellotero.

Hospedantes

Heliothis zea está registrado como polífago en hábitos alimenticios, pero parece mostrar una preferencia definida en Norteamérica por los elotes y espigas jóvenes de maíz *Zea mays* L., y particularmente para cultivares de maíz dulce, palomero y también para el sorgo *Sorghum bicolor* (L.) Moench. Tiene como preferencia alimenticia a las flores y frutos de la planta hospedante. Muchos hospedantes se registran dentro de las familias Poaceae, Malvaceae, Fabaceae y Solanaceae; en total se reportan más de 100 especies de plantas como hospedantes. Los cultivos más comúnmente mencionados como hospedantes son maíz, sorgo, algodón *Gossypium hirsutum* L., frijol *Phaseolus vulgaris* L., chícharo *Pisum sativum* L., tomate *Lycopersicon esculentum* Mill., berenjena *Solanum melongena* L., chile *Capsicum annum* L., haba *Vicia faba* L. y, en menor grado, trébol *Trifolium* spp., okra *Hibiscus esculentus* L., col *Brassica oleracea* Plenck, lechuga *Lactuca sativa* L., fresa *Fragaria* sp., tabaco *Nicotiana tabacum* L., girasol *Helianthus annuus* L. y Cucurbitáceas entre otras (Mau y Martín, 1992a).

Distribución

Desde Norteamérica, hasta Sudamérica, incluyendo Centroamérica y el Caribe. Esta especie ocurre en todos los estados de la República Mexicana (Loera *et al.*, 2008).

Daños

El gusano elotero es una larva de una palomilla de hábitos nocturnos. A este estado inmaduro se le considera polífago, es decir, se puede alimentar de muchas plantas diferentes, entre los que están el maíz y algodón. Esta especie tiene importancia primaria en el cultivo de maíz en México, sobre todo en regiones tropicales y subtropicales, propiciando considerables daños en los elotes además de provocar la entrada de hongos que causan pudriciones al grano de maíz (Cook y Weinzierl, 2004).

Se han estimado pérdidas de rendimiento de maíz hasta de 16.7% y en maíz dulce las pérdidas se incrementan hasta el 50% (Loera *et al.* 2008).

El gusano bellotero puede estar presente en el algodnero a partir del inicio de la fructificación (cuadros). En esta época normalmente los daños son mínimos debido a la acción de la fauna benéfica nativa e inducida sobre la plaga. Las palomillas hembras usualmente ovipositan en las terminales (hojas superiores) de las plantas de algodón. Al emerger las larvas se alimentan del cascarón del huevecillo y posteriormente de hojas jóvenes de las terminales por unas cuantas horas antes de moverse hacia los cuadros pequeños. El primero y segundo instarres larvarios se alimentan principalmente de pequeños cuadros y yemas vegetativas. El tercer instar larvario por lo general, se alimenta de cuadros medianos y el cuarto y quinto se alimenta de cuadros grandes y bellotas verdes, barrenándolas por la base y consumiéndolas. A las larvas de sexto instar comúnmente se les localiza en las flores antes de irse a pupar al suelo. Una sola larva es capaz de dañar de 8 a 15 fructificaciones antes de entrar al suelo a pupar.

Bajo condiciones altas de humedad, las bellotas dañadas se pudren y bajo condiciones de escasa humedad, se secan, permaneciendo momificadas sobre la planta. Los cuadros generalmente son dañados por la base y en cuadros chicos atacados por larvas pequeñas es común observar una telaraña. Los daños causados por el gusano bellotero son de consideración, ya que provocan la destrucción y caída de cuadros, los cuales presentan las brácteas abiertas, se tornan amarillentos y posteriormente se caen (Nava *et al.*, 2001).

Biología y Morfología

La hembra deposita los huevecillos sobre los estigmas del jilote, llegando a ovipositar en condiciones de campo entre 1000 y 1500 huevecillos durante su etapa reproductiva. La eclosión de éstos ocurre después de 2 a 4 días, las larvas recién emergidas se alimentan del cascarón del huevo, luego se alimentan de los estigmas y granos; a partir del tercer instar la larva es

canibalística y solo sobrevive una larva por mazorca. El desarrollo larval usualmente tarda entre 14 y 25 días. En el último instar la larva abandona la mazorca y desciende y se entierra en el suelo formando una cámara pupal.

El ciclo lo completa entre 28 y 30 días a una temperatura de 25 °C y en los trópicos puede haber hasta 11 generaciones por año (Cesaveg, 2013b).

Huevo. Son subesféricos, con surcos radiales, de 0.52 mm de alto y 0.59 mm de diámetro, depositados en forma individual en el sustrato de la planta, verdes cuando se ovipositan, tornándose rojos y finalmente grises antes de la eclosión. Los huevecillos son ovipositados en los pelos del jilote del maíz en pequeñas cantidades (uno a tres), pegados a los tejidos de las plantas (Cesaveg, 2013b).

Larva. Las larvas recién emergidas son pequeñas, grises, tienen una cápsula cefálica negruzca; pasan usualmente por seis instares, pero cinco o siete no son comunes, el tamaño final del cuerpo es de aproximadamente 40 mm de largo. En el tercer instar se pueden desarrollar dos fases de color: café (la fase predominante) y verde (menos frecuente). Estas presentan líneas longitudinales de color blanco, crema o amarillo, y la banda espiracular es la más distintiva. Conforme la larva se desarrolla, el patrón se define mejor, pero en el instar final (sexto) la coloración cambia abruptamente en un patrón brillante, frecuentemente rosado y con estriaciones extra (Cesaveg, 2013b).

Pupa. Presenta una espina típica de un noctuido, de color café rojiza brillante, de aproximadamente 16 mm de largo y con dos espinas cremaster distintivas (Cesaveg, 2013b).

Adulto. Palomilla de coloración café con expansión alar de 35-40 mm; alas anteriores de color café pálido a verdoso con marcas oscuras transversales, alas posteriores pálidas con una banda marginal ancha oscura. Los adultos son muy similares en apariencia y ambos son indistinguibles morfológicamente de

H. armigera, pero difieren en varios detalles de su genitalia (Hardwick, 1965). Los adultos son de hábitos nocturnos y emergen en las tardes. Los campos de maíz de E. U. A. regularmente producen 40,000 a 50,000 palomillas adulto/ha (Cesaveg, 2013b).

Enemigos naturales

Depredadores: arañas de las familias Clubionidae y Salticidae; *Chrysopa* spp. (Neuroptera: Chrysopidae); *Polistes canadensis* L., *Polibia* sp. (Hymenoptera: Vespidae); chinches *Hyalochloria* sp., *Rhynacloa* sp. (Hemiptera: Miridae); *Orius* sp. (Hemiptera: Anthocoridae); y *Trichogramma* spp., como parasitoides de huevecillos (Cook and Weinzierl, 2004).

Requerimientos climáticos

Mangat y Apple (1966), afirman que el gusano elotero alcanzó 75 % de emergencia de palomillas a los 34.3 y 67.3 días, a temperaturas constantes de 24 y 18.3 °C, respectivamente. El requerimiento térmico para una generación fue de 485 GD con una temperatura base de 12.6 °C (Hartstack, 1976).

Nava *et al.* (2001) reportaron los siguientes requerimientos térmicos para las distintas etapas biológicas del gusano bellotero con una temperatura base de 12 °C: preoviposición 78 GD, huevecillo, 47 GD, larva 218 GD, pupa 196 GD y ciclo completo (período de una generación) 539 GD. La plaga inicia la primera generación al ovipositar en cuadros pequeños a las 474 GD acumulados desde la siembra del algodón y puede producir tres generaciones durante el ciclo del cultivo. La primera, segunda y tercera generaciones de larvas pequeñas (de primero y segundo instares, susceptibles de control) ocurren a los 521, 1060 y 1599 GD acumulados desde la siembra.

Gusano bellotero (*Heliothis virescens* Fabricius)



Figura 18. Polilla (*Heliothis virescens* Fabricius).

Ubicación taxonómica. De (*Heliothis virescens* Fabricius) también comonido como oruga del tabaco posee la siguiente clasificación taxonómica:

Clase: Insecta;

Orden: Lepidoptera

Familia: Noctuidae

Género: *Heliothis*

Especie: *virescens* Fabricius.

Hospedantes

Es un insecto polífago, es decir, se alimenta de un amplio rango de plantas hospederas, tanto plantas cultivadas como silvestres. Entre las especies vegetales dañadas por este insecto se encuentran: algodón *Gossypium hirsutum* L., tabaco *Nicotiana tabacum* L., tomate *Lycopersicon esculentum* Mill., alfalfa *Medicago sativa* L., berenjena *Solanum melongena* L., pepino *Cucumis sativus* L., calabaza *Cucurbita pepo* L., trébol *Trifolium* spp., alfalfa *Medicago sativa* L., col *Brassica oleracea* Plenck, malva *Malva* spp., miltomate *Physalis ixocarpa* Brot., lengua de vaca *Rumex crispus* L., entre otras (Sudbrink y Grant 1995).

Distribución

La plaga se distribuye en todas las zonas algodoneras desde Estados Unidos al Caribe y América del Sur. En general *H. virescens* está presente en todas las zonas algodoneras de la región. Prácticamente ataca en todos los ciclos de cultivo en la región aunque sus poblaciones suelen ser más altas en unas temporadas que en otras (Blanco *et al.*, 2008).

Daños. Los daños ocasionados por el gusano bellotero repercuten en forma directa sobre la calidad de la fibra, principalmente en consistencia y color, reduciendo la producción y causando grandes pérdidas económicas a los productores de este cultivo.

Junto con el picudo, es la plaga más destructiva del algodonero en todo el mundo. Una sola larva de *H. virescens* puede consumir más de 15 estructuras fructíferas durante su desarrollo (Serrano, 2012). Conocido como el "perforador grande de la bellota" este gusano causa daños severos principalmente en cultivos de algodón y tabaco, aunque también puede atacar otro tipo de cultivos (Serrano, 2012).

Biología y Morfología

Esta especie pasa el invierno en estado de pupa. Los Huevos se depositan en las flores, frutos y yemas terminales. Las hembras producen normalmente de 300 a 500 huevos, pero se ha registrado una producción de hasta 1000-1500 huevos por hembra, en larvas cultivadas en dieta artificial a temperaturas frías (Fye y McAda, 1972). La larvas presentan entre cinco y seis estadios y la duración de cada instar varía de acuerdo a la temperatura en que se desarrollen; así por ejemplo, cuando el desarrollo es a 20 °C , el tiempo de duración en días es de 4.6 , 2.6 , 3.1 , 3.7, 10.1 y 9.8 días para los estadios uno al seis, respectivamente; mientras que a 25 °C, el tiempo de desarrollo de los instares larvarios es 3.1 , 2.0 , 1.9 , 2.1 , 5.7 y 2.5 días, respectivamente.

La pupación ocurre en el suelo y tiene una duración de 22 días a 20 °C, 13.0 días a 25 °C y 11.2 días a 30 °C.

El período de pre-oviposición de las hembras es de aproximadamente dos días de duración. La longevidad de las palomillas de esta especie es de 25 días cuando se mantienen a 20 °C y de 15 días cuando desarrollan a 30 °C.

Huevo. Es de forma subesférica de 0.5 a 0.6 mm de tamaño y con numerosas estrías radiales que se originan en el micrópilo. Recién ovipositado es de color blanco, posteriormente se torna anaranjado y finalmente pardo grisáceo (Fye and Mc Ada, 1972).

Larva. Es de coloración variable, desde el verde amarillento hasta el pardo rojizo con numerosos puntos negros ordenados longitudinalmente. En las larvas, se observan tres líneas oscuras sobre el dorso y una banda subspiracular nítida de color blanco amarillento. Llegan a medir hasta 35 mm de longitud en su mayor desarrollo (Fye and Mc Ada, 1972).

Pupa. Es de color marrón claro y con dos filas de espinas en el cremaster. Mide 15 a 18 mm de longitud (Fye and Mc Ada, 1972).

Adulto. Es una palomilla de color marrón amarillo pajizo, variando a marrón oliváceo. En las alas anteriores se observan tres bandas transversales oblicuas de color marrón oliváceo, las que por lo general tiene líneas adyacentes de color blanco. Poseen una extensión alar de 30 a 35 mm. Los adultos son mariposas con antenas filiformes y coloración blanco parduzco. Las alas anteriores presentan tres bandas oblicuas de color olivo oscuro, de las cuales la última junto al borde apical es más ancha. Las posteriores son más pálidas y poseen en el margen apical una coloración parda, con tonos rojizos en las hembras (Fye and Mc Ada, 1972).

Los adultos son de actividad nocturna; sin embargo, muestran una mayor actividad de vuelo en las primeras horas de la noche y de la madrugada. En espárrago, en veranos calurosos son activos aun durante el día.

Las hembras generalmente ovipositan en las flores del espárrago; así mismo se han observado oviposturas en los brotes nuevos en espárrago blanco. Las hembras inician la oviposición uno o dos días después de la cópula por un período aproximado de 5 a 6 días, llegando a ovipositar hasta 1,000 huevecillos por hembra (Fye y McAda, 1972).

Enemigos naturales

Parasitoides: avispa *Trichogramma* spp.; dípteros taquínidos *Eucelatoria* spp. y *Winthemia* spp., braconidos *Cardiochiles nigriceps* Viereck y *Rogas* sp., eulófido *Euplectrus plathypenae* Howard; Depredadores: *Coleomegilla* sp., *Cycloneda* sp., *Hippodamia* sp., entre los coccinélidos, chinches *Zelus* sp., *Geocoris* sp., *Orius* sp., *Nabis* sp., carábido *Calosoma* sp. y los véspidos *Polistes* sp. y *Polybia* sp. Otro eficiente depredador es el neuróptero *Chrysopa* sp. (Martin *et al.*, 1981).

Existen también algunos patógenos, tales como *Nosema* spp., *Spicaria rileyi* Farlow, y los virus de la polihedrosis nuclear (Roach, 1975).

Requerimientos climáticos

Con rangos de temperatura de 27.3 a 29.5 °C y humedad relativa de 71.1 a 88.5 %, el ciclo de vida dura de 33 a 37 días cuando las larvas presentan cinco instares, mientras que para las de seis instares, la duración es de 37 a 44 días. Además, los mayores niveles poblacionales de la plaga se encuentran entre marzo y abril, y el período perjudicial puede durar de 13 a 22 días en cada generación, dependiendo del número de instares que presenten las larvas.

Las temperaturas mínima y máxima umbrales para este insecto son 13.3 y 33 °C, respectivamente; y para completar su ciclo requiere de la acumulación de 413 GD (Butler y Hamilton, 1976). Existen otros dos modelos para predecir el tiempo fisiológico de desarrollo de la plaga, los cuales son: a) el de Potter *et al.* (1981), quienes determinaron como temperaturas umbrales mínima y máxima para este insecto 12.8 y 30 °C y una constante térmica de 337 GD para

completar su ciclo; b) Hartstack *et al.* (1976), determinaron como temperaturas umbrales mínima y máxima 12.6 y 33.3 °C y 484.9 GD para completar su ciclo.

Chinche verde (*Nezara viridula* (L.)).



Figura 19. Chinche verde.

Ubicación taxonómica. La Chinche verde posee la siguiente clasificación taxonómica:

Clase: Insecta

Orden: Hemiptera

Familia: Pentatomidae Género: *Nezara*

Especie: *viridula* L.

Hospedantes

Dentro de los principales hospedantes de *Nezara viridula* están el arroz *Oriza sativa* L., cítricos *Citrus* spp., caña de azúcar *Saccharum officinarum* L., algodón *Gossypium hirsutum* L., maíz *Zea mays* L., patata *Solanum tuberosum* L., berenjena *Solanum melongena* L., tomate *Lycopersicon esculentum* Mill, coles *Brassica oleracea* L., pimiento *Capsicum annum* L., melón *Cucumis melo* L., cereales, soya *Glycine max* (L.) Merr., alcachofa *Cynara cardunculus*

var. *scolymus* L., vid *Vitis vinifera* L. y otros frutales, además de varias especies ornamentales (Insectario Digital, 2013).

Distribución

Su distribución geográfica incluye a Europa, Asia, Ex-Unión Soviética, África y América. En Chile se encuentra en diversas regiones incluyendo la Isla de Pascua (Udec, 2013).

Daños

En el cultivo de soya las chinches succionan los granos en formación e introducen toxinas y patógenos por medio de su aparato bucal chupador. Sus picaduras impiden el desarrollo de granos pequeños y provocan deformaciones en los de tamaño mediano. En granos grandes reducen el poder germinativo debido a que pueden producir la muerte del embrión. En maíz la mayor incidencia económica se da cuando succiona los granos en desarrollo, en particular en los estados masoso y lechoso. Los granos atacados se presentan en la madurez con presencia de manchas, deformidades o destrucción total de los mismos. El endospermo adquiere un aspecto almidonoso en lugar de vítreo. El daño se observa fundamentalmente en la parte superior de la espiga y, en ataques severos, la misma es dañada casi por completo. De esta manera se produce una disminución de la calidad de la semilla, representada por menor peso de los granos y menor contenido de aceite y almidón. En cultivos hortícolas las chinches producen debilitamiento y deformaciones. Puede producir caída de frutos pequeños o manchas necróticas en ellos. Pica frutos verdes, que por acción de agentes patógenos se degradan. El daño indirecto constituye el olor desagradable que pueden transmitir las hortalizas, y es puerta de entrada de hongos, virus y bacterias. En papa produce la deshidratación de hojas y menor peso del tubérculo.

En el cultivo de trigo el daño más visible causado por la chinche verde ocurre en el inicio del estado reproductivo (espiga embuchada), cuando las chinches eventualmente pueden introducir toxinas por medio de sus estiletes bucales en el raquis de la espiga, lo que ocasiona la muerte de su parte superior. En la etapa de formación y llenado de granos las picaduras de las chinches pueden causar daños de variada magnitud en los granos en formación (Senasa, 2010d).

Biología y Morfología

La chinche verde completa su ciclo de vida en 65 a 70 días. Su presencia es más frecuente durante los períodos de octubre a diciembre y de nuevo en marzo y abril. Esta especie puede presentar hasta cuatro generaciones por año en los climas cálidos.

La chinche verde pasa el invierno como adulto, y se esconde en la corteza de los árboles, hojarasca, u otros lugares para protegerse del ambiente. En cuanto sube la temperatura este insecto comienza a alimentarse y a ovipositar (Squitier, 2010).

Huevo. Las hembras ovipositan un grupo compacto de huevos formado por entre 55 y 105 huevos, el que pegan a la hoja de la planta; pueden ejecutar hasta tres oviposiciones en su vida. Los huevos forman varias corridas en una sola capa, tienen forma de barril, de color verde pálido cuando recién son puestos, luego se tornan rosados o rojizos antes de eclosionar (Udec, 2013). Los huevos miden un milímetro de alto y en ocasiones forman grupos compactos de 20 a 60 individuos (Insectario Digital, 2013).

Ninfa. Esta especie pasa por cinco estados ninfales. El primer estadio, en su etapa final mide 1.6 mm de largo por 1.1 mm de ancho. Tiene color negro brillante y su abdomen es castaño brillante.

A cada lado de los segmentos abdominales se observan unas manchas color blanco. La ninfa de quinto estadio mide de 11 a 12 mm de largo por 7 a 8 mm de ancho. Existen ninfas de color claro y otras oscuras. En la forma clara predomina el color verde, con ojos prominentes de color negro brillante. La forma oscura, apenas comenzando el estadio es de color verdosa, por lo que parece corresponder a la forma clara, pero algunas horas más tarde ya es oscura. Posee cabeza negra dorsal y verde ventral. El tórax es castaño oscuro en el dorso y presenta manchitas anaranjadas; en la región ventral es verde con manchas negras (Udec, 2013).

Adulto. Mide 12 mm de largo por ocho milímetros de ancho; el protórax va de color verde amarillento a verde más oscuro y brillante, tegumento con puntuaciones en hileras cortas, transversales que dejan zonas interrumpidas (callos) entre ellas; los callos son de tonalidad distinta.

Cabeza triangular, alargada, ojos pequeños; antenas de cinco segmentos, el primero corto y grueso, el segundo más angosto y largo, el tercero ligeramente más largo que el segundo, cuarto y quinto sub-iguales, y de color pardo rojizo. Rostro de cuatro segmentos, alcanza a la base del abdomen. Escutelo bien alargado, con manchas amarillas en la base. El color verde del cuerpo puede hacerse más pardo rojizo. Algunos machos presentan la punta del rostro y el margen anterior del pronoto, de color amarillo-naranja (Squitier, 2010).

Enemigos naturales. Se reportan varios parasitoides, tales como *Trissolcus basal* Wollaston y *Ooencyrtus* sp., avispitas que parasitan las ovipositoras de huevos de *Nezara*; y *Trichopoda pennipes* Fabricius, un díptero taquinido que deposita un huevo sobre el cuerpo del adulto o ninfa. Tras la eclosión, la larva penetra en su cuerpo provocándole a la larga la muerte, aunque el insecto sigue causando daños. Estas especies no ejercen un control eficaz de la plaga (Agrológica, 2013).

Requerimientos climáticos. La temperatura óptima para la tasa de desarrollo y sobrevivencia máximos en etapas de inmadurez es de 25 °C. Fotoperíodos largos y cortos influyen en la tasa de desarrollo a 20 y 25 °C, sin embargo, este efecto desaparece completamente a 30 °C. A 25 °C, fotoperíodos de 10 y 11 horas inducen diapausa en altos porcentajes en adultos, fotoperíodos intermedios de 12 horas inducen 28.6 % de diapausa, mientras que fotoperíodos largos de 14 horas suprimen la inducción de diapausa. El fotoperíodo crítico es aproximadamente 12 horas. La etapa sensible a la inducción de diapausa es la cuarta etapa ninfal (Ali y Ewiesss, 1977), quienes señalan como temperatura mínima umbral 9.2 °C, requiriendo de 609 GD para completar su ciclo de huevo a adulto.

Pulgón del algodón (*Aphis gossypii* Glover).



Figura 20. Pulgón del algodón.

Nombres comunes

Pulgón del melón, pulgón del algodón.

Ubicación taxonómica. El pulgón del algodón posee la siguiente clasificación taxonómica:

Clase: Insecta.

Orden: Hemiptera.

Familia: Aphididae.

Género: *Aphis*.

Especie: *gossypii* Glover.

Hospedantes

El pulgón del melón tiene un rango muy amplio de hospedantes. Al menos 60 hospedantes diferentes de la plaga son conocidos en Florida; y tal vez más de 700 en todo el mundo; sin embargo, algunos registros pueden ser incorrectos. Entre las hortalizas que daña están la sandía *Citrullus lannatus* Thunb, melón *Cucumis melo* L., pepino *Cucumis sativus* L., calabaza *Cucurbita pepo* L., espárrago *Asparagus officinalis* L., chile *Capsicum annuum* L., tomate *Solanum lycopersicum* L., berenjena *Solanum melongena* L., okra *Abelmoschus esculentus* (L.) Moench, cítricos *Citrus* spp., y algodón *Gossypium hirsutum* L., de donde derivan los nombres comunes (Capinera, 2009).

Distribución

No se conoce con certeza el lugar de origen de esta especie, pero se trata de un áfido ampliamente extendido. Actualmente se encuentra en regiones tropicales y templadas de todo el mundo. Es un insecto muy común en América del Norte y del Sur, Asia Central, África, Australia, Brasil, India, México y en el sur de Europa (Roques, 2006).

Daños

Aphis gossypii constituye una plaga muy dañina para muchas plantas cultivadas y ornamentales debido a su daño directo mediante la succión de savia y al daño indirecto que causa por la transmisión de enfermedades virales.

Los insectos succionan una gran cantidad de savia y como las colonias se establecen en el envés de las hojas, las células de ese lado quedan destruidas, la acción tóxica de la saliva determina la deformación de las hojas que aparecen con los bordes doblados hacia abajo.

En el algodón, además de la acumulación de fumagina, esto provoca retraso y deformaciones en el desarrollo de la planta (especialmente si el ataque es en las primeras semanas de crecimiento), caída de botones y bellotas (especialmente las de los tercios inferior y medio, producto del debilitamiento de la planta) y pérdida de calidad de fibra, debido al manchado de la misma por la fumagina (Bayer CropScience, 2012a). Además del daño directo, esta especie de pulgón es uno de los vectores más eficientes de virus fitopatógenos, ya que se le reporta como transmisor de alrededor de 90 enfermedades virales, entre las cuales se encuentran la mancha anular de la papaya (PRSV) y la tristeza de los cítricos (CTV) (Lomelí *et al.*, 2008).

Biología y Morfología. El pulgón del algodón no tiene fase sexual, se reproduce por partenogénesis (a partir de hembras, sin aparición de machos), mientras las condiciones climáticas son óptimas. Las hembras partenogenéticas son vivíparas y producen 4 ó 5 ninfas hembras diariamente durante un período de 15 días. Esta plaga puede producir cerca de cincuenta generaciones al año en condiciones favorables (Ca, 2012). En regiones frías hiberna como huevecillo y en lugares tropicales o semitropicales, las hembras son partenogenéticas vivíparas, que dan origen a ninfas que pasan por cuatro instares.

Las hembras maduran en 4 a 20 días dependiendo de la temperatura, llegando a producir de 20 a 140 individuos, con un promedio de 2 a 9 ninfas por día (Ramírez *et al.*, 2002).

Ninfa. Se parecen notablemente a los adultos ápteros, solo que más pequeñas, (0.5 a 1 mm). Las que se convertirán en adultos alados presentan primordios alares en los estadios tardíos.

Los adultos tienen un tamaño menor que el resto de los áfidos. Miden aproximadamente 1.2 mm de largo y tienen el cuerpo blando. Son de color amarillo a verde oscuro con la cabeza y tórax negros (Ca, 2012).

Adulto. Las hembras ápteras (sin alas) miden 1 a 2 mm de largo y su cuerpo es piriforme. Tienen el tórax y abdomen unidos. Su color varía entre el amarillo, el verde claro y el verde oscuro. Los sifúnculos (cornículos) suelen ser de color negro. Las antenas y cornículos son más cortos que en los adultos alados.

Los individuos de color claro tienden a ser más pequeños y a tener antenas menos segmentadas que los oscuros (CA, 2012). Las hembras aladas son ligeramente más pequeñas, de color verde amarillo y con la cabeza y el tórax negros. Tienen un cuerpo fusiforme al presentar el tórax y el abdomen separados. Las antenas son más largas que las de las hembras ápteras. Las alas reposan sobre el abdomen cuando el individuo se encuentra en reposo (Ca, 2012).

Los pulgones son insectos chupadores por lo que están provistos de un largo estilete articulado que insertan en el vegetal. En la zona terminal y superior del abdomen, disponen de dos sifúnculos, por los cuales segregan sustancias azucaradas conocidas como mielecilla (Ca, 2012).

Enemigos naturales. La mayoría de las especies de parasitoides son himenópteros braconidos de la subfamilia Aphidiinae: *Aphidius matricariae* Haliday, *Aphidius ervi* Haliday, *Aphidius smithi* Sharma and Subba Rao, *Aphidius colemani* Haliday, *Lysiphlebus testaceipes* Cresson, *Praon volucre* Haliday, etc. Entre los depredadores es posible señalar a las crisopas: *Chrysoperla carnea* Stephens, *Chrysopa formosa* Brauer; varias especies de coccinélidos, entre ellos *Coccinella septempunctata* L., *Hippodamia convergens* Guerin-Meneville, *Coleomegilla maculata* De Geer; chinches de la familia Antocoridae y algunas especies de dípteros de la familia de los sírfidos; cecidómidos como *Aphidoletes aphidimyza* Rondani, y hongos

entomopatógenos como *Verticillium lecanii* Zimmerman y *Beauveria bassiana* Bals. Criv. Vuil (Ca, 2012).

Requerimientos climáticos

La temperatura ideal para la reproducción de esta especie es de 21 a 27 °C, aunque a diferencia de muchos otros áfidos pueden soportar temperaturas elevadas. El período ninfal se completa en 7 a 8 días, lo que indica que tiene un gran potencial reproductivo.

La temperatura mínima umbral de desarrollo para esta especie es 6.2 °C, y requiere de 108.9 GD para completar el ciclo de ninfa a adulto (Kersting *et al.*, 1999).

Mosca blanca (*Bemisia tabaci* Gennadius).



Figura 21. Mosca blanca.

Ubicación taxonómica

Clase: Insecta.

Orden: Hemiptera.

Familia: Aleyrodidae.

Género: *Bemisia*.

Especie: *tabaci* Gennadius.

Hospedantes

Esta especie es polífaga, se puede alimentar y reproducir sobre un gran número de plantas como: jitomate *Solanum lycopersicum* L., tomate de cáscara *Physalis ixocarpa* Brot. ex Hormen, papa *Solanum tuberosum* L., chile *Capsicum annuum* L., pepino *Cucumis sativus* L., tabaco *Nicotiana tabacum* L., frijol *Phaseolus vulgaris* L., algodón *Gossypium hirsutum* L., calabaza *Cucurbita pepo* L., melón *Cucumis melo* L., sandía *Citrullus lannatus* Thunb, berenjena *Solanum melongena* L. y muchas plantas más de importancia económica, así como muchas especies de malezas (Cervantes, 1991).

Distribución

La mosca blanca se considera originaria de la India ó Pakistán (Martínez, 1993) y actualmente *B. tabaci* se encuentra distribuida en todas las regiones tropicales y subtropicales del mundo, pero su rango geográfico se ha movido hacia áreas templadas. En México, *B. tabaci* se encuentra distribuida prácticamente en todo el territorio nacional, causando daños severos en hortalizas de la región noroeste del país (Martínez *et al.*, en prensa).

Daños

Puede causar daños directos e indirectos en la planta. El daño directo es la succión de savia, reduciendo el vigor de la planta. El daño indirecto es la excreción de una mielecilla mientras se alimenta, lo que promueve el crecimiento de la fumagina, que interfiere con la fotosíntesis y que puede bajar la calidad y cantidad de la cosecha. La trasmisión de virus es uno de los daños indirectos más importantes (Naranjo *et al.*, 2004).

Biología y Morfología

De acuerdo con Naranjo *et al.* (2004) la hembra de mosca blanca oviposita en promedio 78 huevecillos (en laboratorio) de forma individual, con período de incubación de cinco días; pone sus huevos en el envés de las hojas, en forma individual. Durante toda su vida las hembras pueden ovipositar 250 huevecillos.

Pasado el período de incubación emergen pequeñas ninfas, que caminan durante algunas horas, fijándose a las hojas con su aparato bucal chupador. Desarrolla cuatro estadios ninfales en un período de 14 días y un estado pupal en dos días. Sin embargo, la duración del ciclo varía de acuerdo con la temperatura en que la plaga se desarrolle, siendo mucho más corto mientras más alta sea la temperatura promedio.

Durante el invierno, las bajas temperaturas y el aumento de la humedad relativa, provocan una baja incidencia de mosca blanca. Durante esta época, los adultos son poco activos y se localizan en el envés de las hojas.

Con el incremento de las temperaturas diurnas aumenta su actividad y se le localizan en el haz y el envés de las hojas.

Huevo. Los huevecillos de la mosca blanca son piriformes y presentan en uno de sus extremos un pedicelo que utiliza el adulto para colocarlo en el follaje; Paulson y Beardsley (1985), Paulson, G.S. and W. Beardsley J. 1985. Whitefly (homóptera: aleyrodidae) egg pedicel insertion into host plant stomata. *ann. ent. soc. am.* 78:506-508. indican que el pedicelo es una extensión del corion, que mide aproximadamente 300 micras y su función primordial es absorber la humedad esencial requerida, para el desarrollo normal del huevecillo.

Ninfa. A la ninfa del primer estadio también se le conoce como “larva” por tener patas y antenas funcionales; las primeras le sirven para desplazarse rápidamente hacia el lugar donde inserta sus piezas bucales, para permanecer inmóvil el resto de su ciclo. Las ninfas toman entonces una forma semiovalada, son de color blanco amarillento, semitransparentes, más anchas en la parte anterior (Andreas, 1996). Las ninfas del segundo y tercer estadio secretan cera (Andreas, 1996), pues poseen glándulas cerígenas con una abertura de salida. Estas glándulas están distribuidas en diversas partes de su cuerpo. El último estadio ninfal recibe el nombre de “pupa”, debido a que externamente se forman las alas durante la metamorfosis. La “pupa”, al principio se alimenta hasta llegar a una fase en que la forma del adulto es evidente, con ojos de

color rojo y cuerpo color amarillo claro, de cierta forma similar a una pupa de los insectos holometábolos. Durante esta etapa no se alimenta (Byrne y Bellows, 1991).

Adulto. Para emerger, el adulto realiza en el dorso una abertura a lo largo de la pupa y otra horizontal en la parte más ancha, formando una “T”. Los adultos de mosca blanca son de color amarillo pálido aunque dan la impresión de ser blancos por el “polvillo” ceroso que siguen secretando como las ninfas. La mosca blanca mide alrededor de 1.5 mm de longitud, con alas ovales que descansan sobre el abdomen de forma aplanada o formando un ángulo por el cual pueden reconocerse algunas especies (García, 2010).

Enemigos naturales

Existen varios enemigos naturales como parasitoides y depredadores, que ejercen algún grado de control de los adultos y ninfas, siendo estos los siguientes: *Encarsia pergandiella* Howard, *Encarsia nigricephala* Dossier, *Encarsia* spp., *Eretmocerus haldemani* Howard y un sceliónido aún no identificado, que son parasitoides de ninfas y que en el cultivo de jitomate a cielo abierto, cuando se realiza un uso racional de insecticidas, son capaces de parasitar hasta un 50 y 60 % de los estados inmaduros de mosquita blanca (Bravo,1996). Entre los depredadores de esta plaga, están: *Orius* sp., *Geocoris* sp. *Chrysoperla carnea* Stephens, *Colleomegilla* sp. y *Scymnus* sp. (Bravo, 2004). Además, existen hongos entomopatógenos capaces de causar la muerte a este insecto y que tienen gran potencial de control, como *Beauveria bassiana* Bals.-Criv. Vuill y *Paecilomyces* sp.

Requerimientos climáticos

El ciclo de vida de la mosca blanca dura aproximadamente 19 días a 32 °C. Por su parte López (1986), indica que puede alargarse hasta 73 días a 15 °C o menos de 19 días a más de 32 °C. Bajo condiciones de campo, se determinó que el umbral inferior es de 10 °C y el superior de 32 °C, mientras la constante

térmica es de 316 grados-día para que el insecto complete su ciclo de vida (Zalom *et al.*, 1998; citado por Avilés, 1997).

Araña roja (*Tetranychus cinnabarinus* Boisduval).



Figura 22. Araña roja (Adulto y huevecillos).

Ubicación taxonómica

Clase: *Artropoda*.

Orden: *Acariforme*.

Familia: *Tetranychidae*. Género: *Tetranychus*.

Especie: *cinnabarinus* Boisduval.

Hospedantes

Mau y Martin (2007d), indican que este ácaro afecta a más de 100 especies de plantas, ya sea cultivadas o silvestres entre las que se encuentran: flor blanca *Alternanthera halimifolia* Lam., papaya *Carica papaya* L., crisantemo *Chrysanthemum* sp., girasol *Helianthus annuus* L., flor de muerto *Tagetes erecta* L., sandía *Citrullus vulgaris* Schrad, golondrina *Euphorbia serpens* H.B.K., yuca *Mannihot utilissima* Pohl., arroz *Oryza sativa* L., sorgo *Sorghum bicolor* (L.) Moench, maíz *Zea mays* L., albahaca *Labiatae Ocimum basilieum* L., amapola *Althaea rosea* Cav., algodón *Gossypium hirsutum* L., malva *Lavatera arborea* L., maracuyá *P. edulis* Sims., rosa *Rosa hybrida* L., limón *Citrus limon* Burm., chile *Capsicum frutescens* L., tabaco *Nicotiana tabacum* L.

Distribución

Es una plaga de amplia distribución mundial, asociada a un gran número de plantas hospedantes, como hortalizas, especies ornamentales, frutales y malezas, en las cuales causa daños de importancia económica (Regev y Cone 1980; Ferro y Southwick 1984; Bolland *et al.*, 1998; Calvitti, 2000).

Hospedantes

Mau y Martin (2007d), indican que este ácaro afecta a más de 100 especies de plantas, ya sea cultivadas o silvestres entre las que se encuentran: flor blanca *Alternanthera halimifolia* Lam., papaya *Carica papaya* L., crisantemo *Chrysanthemum* sp., girasol *Helianthus annuus* L., flor de muerto *Tagetes erecta* L., sandía *Citrullus vulgaris* Schrad, golondrina *Euphorbia serpens* H.B.K., yuca *Mannihot utilissima* Pohl., arroz *Oryza sativa* L., sorgo *Sorghum bicolor* (L.) Moench, maíz *Zea mays* L., albahaca *Labiatae Ocimum basilicum* L., amapola *Althaea rosea* Cav., algodón *Gossypium hirsutum* L., malva *Lavatera arborea* L., maracuyá *P. edulis* Sims., rosa *Rosa hybrida* L., limón *Citrus limon* Burm., chile *Capsicum frutescens* L., tabaco *Nicotiana tabacum* L.

Distribución

Es una plaga de amplia distribución mundial, asociada a un gran número de plantas hospedantes, como hortalizas, especies ornamentales, frutales y malezas, en las cuales causa daños de importancia económica (Regev y Cone 1980; Ferro y Southwick 1984; Bolland *et al.*, 1998; Calvitti, 2000).

Daños

Su presencia es notoria, inicialmente por una clorosis parcial y posteriormente por las manchas rojas que quedan sobre la hoja donde se alimenta. Se localizan debajo de una fina telaraña. En ocasiones daña el fruto dejando unas manchas similares a las de las hojas y deterioran su calidad, puede completar su ciclo en una semana y su presencia se ve favorecida por condiciones de baja humedad y alta temperatura (Mau y Martin, 2007d).

Biología y Morfología

Tello *et al.* (2009), al estudiar la biología de este ácaro en condiciones controladas de $29.44 \pm 1,47$ °C de temperatura, 42.35 ± 5.01 % HR y un régimen de fotoperíodo:nictoperíodo de 14:10 h, reportan que el ciclo de huevo a adulto dura 12.84 ± 0.21 días, con una supervivencia del 80.22 %. La proporción sexual es de 76.28 % hembras : 23.72 % machos. La longevidad media de las hembras es de 24.28 ± 1.37 días y la tasa de oviposición diaria es de 3.92 ± 0.21 huevos/hembra/día. Sus poblaciones están asociadas con la época de verano. Se localizan en el envés y en los bordes de las hojas, succionando la savia (Mau y Martin, 2007d).

Huevo. Los huevos son esféricos, con la superficie del *corium* lisa. Recién ovipositados son claros, transparentes y brillosos; conforme avanza el desarrollo embrionario, se tornan amarillentos hasta tomar un color naranja a rojizo brillante, pudiéndose distinguir las manchas oculares de la larva.

Próximos a la eclosión los huevos son blanquecino-opacos, en el momento de la emergencia de la larva, el corion se contrae y se torna de aspecto poroso. Los huevos no viables generalmente los dos primeros ovipositados, son blanquecinos, brillosos, plateados o blanquecino opacos (Mau y Martin, 2007d).

Larva. Ovalada, hexápoda. Al dejar el corion es amarillenta-transparente, con manchas oculares rojas. Cambian de color con la alimentación, apareciendo dos manchas en el dorso a cada lado del idiosoma, que se acentúa durante la actividad de la larva, tornándose opacas en el período de ninfocrisalis (Mau y Martin, 2007d).

Ninfa. La protoninfa es de mayor tamaño que la larva, es octápoda, verde claro, con las manchas del idiosoma más acentuadas. La deuteroninfa, es semejante a la protoninfa, pero ya pueden identificarse los sexos: la hembra con opistosoma redondeado es más voluminosa y de mayor tamaño que el

macho, que es alargado. Las manchas del idiosoma se intensifican con su actividad alimenticia (Mau y Martin, 2007d).

Adulto. El macho es más pequeño que la hembra, alargado en su porción caudal. El aedeagus tiene una cabeza pequeña en general, algo redondeada en su parte anterior y en la posterior aguda y ligeramente en ángulo con el cuello. El adulto es de color amarillo pálido a verdoso, patas color canela, más largas y notables que en las hembras. El primer par de patas tiene 13 setas táctiles en la tibia y 6 setas táctiles próximas a la seta "dúplex" en el tarso. La hembra es de color básico rojo carmín en todo el cuerpo; es de forma oval con los lóbulos de las estrías dorsales más altas que anchas, el cuerpo está cubierto por setas normales tanto dorsales como ventrales, siendo las setas dorsales en número de 24. Debajo de los ojos se encuentran puntos oscuros dispuestos en dos manchas irregulares a lo largo de los lados del idiosoma; estas manchas son más notorias en hembras longevas llegando a tomar un color negruzco-terroso próximas a morir. Las patas son de color claro, con el primer par más largo que el resto y el cuarto par cerca al área anal. El primer par de patas tiene 10 setas táctiles en la tibia y cuatro setas táctiles próximas a la seta "dúplex" en el tarso (Mau y Martin, 2007d).

Enemigos naturales

Como depredadores se registran las especies de ácaros: *Mexecheles hawaiiensis* Baker (Ghiletidae) y *Amblyseius* sp. (Phytoseidae), que devoran todos los estados de desarrollo de *T. cinnabarinus*. También se ha constatado la acción depredadora de *Somatium oviformis* Casey, *Stethorus* sp. y *Oligota* sp. (Coleóptera: Staphylinidae) (Acosta, 1992).

Requerimientos climáticos

El período de longevidad con relación al requerimiento térmico para hembras apareadas y no apareadas y machos apareados; es de 30.1; 29.2 y 28.8 días para 18.7 °C; 7.9; 21.7 y 5.7 días para 23.9 °C; 10.2; 13.6; y 9.6 días para 26.9

°C; 5.2 y 5.9 días para las hembras y machos no apareados para una temperatura de 28.9 °C. Los períodos oviposicionales de las hembras vírgenes son superiores a los alcanzados por las hembras fecundadas, pero estas últimas alcanzan una mayor tasa de oviposición y fecundidad. La temperatura a la que se alcanza la mayor fecundidad es 23.9 °C (72 huevos para las hembras apareadas) y la menor fecundidad corresponde a 28.9 °C (12.7 huevos para las hembras no fecundadas). Este ácaro requiere de 163 GD para completar su ciclo; y la temperatura mínima umbral de desarrollo es de 10 °C (Qui y Li, 1988).

2.3.3 Manejo integrado de plagas

El manejo integrado de plagas –MIP- intenta el más eficiente uso de las estrategias disponibles para el control de las poblaciones de las plagas por medio de la toma de acciones que prevengan problemas, suprima niveles de daño y haga uso del control químico solamente cuando y donde sea extremadamente necesario. En lugar de tratar de erradicar las plagas, el MIP se esfuerza en prevenir su desarrollo o a suprimir el número de las poblaciones de plagas a niveles por debajo de lo que podría ser económicamente dañino (Giraldo 2003).

Las plagas son organismos que afectan la producción agrícola y en general cuando se habla de manejo integrado de plagas se piensa solamente en los insectos plaga, pero existen otros organismos que interactúan en el sistema afectando su producción y son considerados también plagas, entre ellos se encuentra la maleza, los virus, los hongos, las bacterias, los nemátodos (Martínez *et al* 2002).

Control ecológico de plagas

Con el control ecológico de una plaga no se debe intentar eliminarla, sino bajar sus niveles poblacionales por debajo del daño económico. La plaga forma parte del equilibrio del sistema.

Al eliminarla aparecen nuevos nichos ecológicos, que son ocupados inmediatamente por otros insectos y desaparecen los enemigos naturales que se alimentaban de los primeros. Utilizar plaguicidas continuamente crea resistencia de los insectos hacia el producto (Giraldo 2003).

Control Cultural

Las prácticas culturales más importantes para el manejo de plagas son fechas de siembra, acortamiento del ciclo fructífero del cultivo y destrucción de residuos de cosecha. La fecha de siembra del 1º. al 10 de abril, es la más recomendable tanto por los buenos rendimientos que se obtienen, como por la eliminación de un alto porcentaje de emergencia hibernante del gusano rosado (“emergencia suicida”). La “emergencia suicida” puede variar de un 31 % a un 95 %, dependiendo de las condiciones climáticas de precipitación y temperatura a principios del año (Cuadro 13). En 1997 la emergencia de palomillas hibernantes del gusano rosado se adelantó y la aparición de los primeros cuadros susceptibles ocurrió a mediados de mayo, de manera que la emergencia “suicida” fue del 95 % (Figura 10). El acortamiento del ciclo fructífero del cultivo se puede lograr mediante el establecimiento del sistema de producción de algodón en altas poblaciones de plantas, el cual consiste en establecer una densidad de 120,000 plantas por hectárea, y solo tres riegos de auxilio. También se pueden eliminar fructificaciones tardías mediante la aplicación de defoliantes. Las labores fitosanitarias deben efectuarse antes de que la mayor parte de la población de larvas de gusano rosado entren en diapausa, con el objeto de lograr un control cultural efectivo de la plaga. A medida que dichas prácticas culturales se retrasan, el control de la población de larvas diapáusicas es más bajo y una mayor emergencia ocurre el siguiente año (Cuadro 14) (Nava 1987). La eliminación de malezas hospedantes de la mosquita blanca en áreas aledañas al algodonoero ayuda a reducir las migraciones de la plaga hacia el cultivo (Nava 2000).

Control Químico

El período de control químico de las principales plagas del algodónero comprende de la cuarta a la novena semana de floración, el cual corresponde aproximadamente de los 80 a 120 días después de la siembra. Las épocas críticas de control del gusano rosado son la primera y segunda generación de adultos y del gusano bellotero la segunda y tercera generación de larvas, las cuales ocurren de las 1045 a 1060 y de las 1590 a 1599 unidades calor (U. C.) acumuladas desde la siembra con una temperatura umbral de 12 °C, respectivamente. Las época críticas de control del picudo del algodónero son la primera, segunda y tercera generación de adultos, las cuales ocurren a las 864, 1156 y 1148 U. C., respectivamente (Nava, 1990). Los insecticidas con registro de uso por la CICOPLAFEST, evaluados por el CELALA y que han resultado efectivos para el control de las plagas del algodónero se indican en el Cuadro 12 (Nava, 2000).

Control Biológico

Para el control biológico del gusano bellotero y tabacalero se efectúan liberaciones de la avispa *Trichogramma exiguum* a la dosis de 30,000 avispas por hectárea y del depredador *Chrysoperla carnea* a razón de 10,000 huevecillos por hectárea. Otras opciones de control biológico que requieren evaluación son el parasitoide *Catolaccus grandis* para el control de picudo, el nemátodo *Steinernema riobris* para el control de gusano rosado y el uso de insecticidas microbiales a base de virus (SPOD-X y GEMSTAR a base de HzNPV y SeNPV) para el control de gusano soldado y gusano bellotero, hongos (NATURALIS-L y BEAU-SIN a base de *B. bassiana*) para el control de mosquita blanca y bacterias (DIPEL y JAVELIN a base de *Bacillus thuringiensis*) para el control de gusanos defoliadores (Nava, 2000). En 1997 se identificaron las especies de parasitoides nativos *Eretmocerus texanus* y *Encarsia pergandiella*, los cuales causaron porcentajes de parasitismo natural de pupas de la mosquita blanca del 1.8 a 14.7 % (Hernández *et al.* 1997).

Control con Feromonas

Este método de control del gusano rosado ha sido muy exitoso en Arizona y California, donde se ha implementado como una alternativa dentro de programas de manejo integrado del gusano rosado a nivel regional; sin embargo, no se ha utilizado ni evaluado adecuadamente bajo las condiciones de la Comarca Lagunera. La efectividad del uso de feromonas como método de control, depende de la densidad de la plaga, temperatura y dosis usada. En general, se obtienen buenos resultados cuando las poblaciones son bajas. Las formulaciones existentes son fibras, espirales, microcápsulas, microesponjas, y líquidos. Los productos comerciales más conocidos son Nomate, Frustrate, Sirene, Lastflight y Checkmate. Dependiendo de la formulación, los productos se pueden aplicar con equipo especial o convencional (aéreo o terrestre) (Nava, 2000).

2.4 Estudio de diversidad de insectos en algodón

(Buehler *et al* 1993), Demostraron que ciertas líneas de algodón Bt brindaban protección durante toda la temporada para las cápsulas y las yemas florales. Las plagas principales eran el *Heliothis Zea* y el *Heliothis virescens*. (Martín), menciona que tan sólo el uso del gen *Bacillus thuringiensis* en algodón, ha disminuido el uso de insecticidas de forma brutal así como evitar que miles de productores y múltiples especies sean víctimas de envenenamiento. Gómez y Flórez (2005), Colectaron un total de 2.764 arañas; 1.259 fueron colectadas en el algodón convencional y 1.505 en el algodón Bt.

Se registraron 83 morfoespecies en 17 familias para el algodón convencional y 86 morfoespecies en 20 familias para el algodón Bt. Las familias más abundantes fueron Theridiidae y Linyphiidae para los dos cultivos. Lobos (2003). Menciona que los áfidos fueron significativamente mayores en la variedad convencional que en la transgénica. Así mismo mostrando lo contrario con el parasitoide oófago *Trichogramma* spp., que mostró una mayor incidencia en la variedad transgénica que en la convencional., mientras Zenner (2008),

menciona que la práctica es ausencia de los enemigos naturales, tanto depredadores como parasitoides en los cultivares transgénicos de algodón y de maíz, no se puede atribuir a las toxinas Cry1Ac y Cry1Ab, presentes, respectivamente, en las dos especies vegetales.

Los dos parasitoides de huevos, *Trichogramma* y *Telenomus* no pueden ser afectados por las toxinas, pero sí por aplicaciones de insecticidas. Sosa *et al* (2011). Mencionan que en el estrato de suelo se registraron en total por año 73 y 57 especies en RR y 68 y 60 en BR y para el estrato herbáceo estos valores fueron de 53 y 55 en RR y de 58 y 54 en BR., por lo tanto cuanto a la proporción de los distintos artrópodos asociados a cada evento, se encontró que en el BR (A1), los grupos más abundantes del estrato de suelo fueron: Formicidae con 68,54%, Collembola 9,35% y Aphididae (*Aphis gossypii* Glover) 1,97%. Mientras que en el estrato herbáceo fueron: Aphididae (*A. gossypii*), 75,42% el más dominante, seguido de Diptera 6,38%, Culicidae 4,26%, Cicadellidae 2,67%, Chalcidoidea 1,40% y Thripidae (*Caliothrips brasiliensis* Morgan) 2,20 %.

En el algodón RR (A1), en el suelo los grupos que predominaron fueron Formicidae 63,27%, Collembola 13,49%, Acari 4,59%, Diptera 3,50%, Tachinidae 1,40% y Scyaridae 1,20%; mientras que en el estrato herbáceo Aphididae (*A. gossypii*) 44,31% Diptera 12,86%, Culicidae 9,64%, Thripidae (*C. brasiliensis*) 7,42%, Cicadellidae 6,45%, Chalcidoidea 2,72%, Aleyrodidae (*Bemisia tabaci* Gennadius) 1,52%, Melyridae (*Astilus atromaculatus* Blanch) 1,34%, Thomisidae 1,24% y Muscoidea 1,06%.

En el algodón BR (A2), en el suelo, los artrópodos más abundantes fueron: Lycosidae 27,04%, Formicidae 22,31%, Scarabaeidae 10,23%, Noctuidae (*Spodoptera frugiperda* Smith) 7,51%, Cicindellidae 5,32%, Nitidulidae 5,12%, Diptera 4,11%, Acrididae 2,43%, Tachinidae 2,14%, Grillidae (*Grillus sp.*) y Carabidae, ambos con 1,22%; mientras que en el estrato herbáceo fueron los siguientes grupos Thripidae (*C. brasiliensis*) 38,83%, Diptera 12,34%, Culicidae 9,08%, Noctuidae (*S. frugiperda*) 5,96%, Dolichopodidae 5,06%, Lygaeidae (*Nysius sp*) 3,81%, Formicidae 3,54%, Chalcidoidea 3,12%,

Cicadellidae 2,91%, Eulophidae (*Euplectrus sp.*) 2,29%, y Noctuidae (*Alabama argillacea* Hübner) 1,04%. Con respecto al algodón RR, en el estrato de suelo los grupos fueron Formicidae 62,63%, Diptera 12,34%, Cicindellidae 9,22%, Noctuidae (*S. frugiperda*) 5,69%, Scarabaeidae 3,87%, Lycosidae 2,16%, Nitidulidae 1,60%, Tachinidae 1,37%, Acridiidae 1,32%, Elateridae 1,23%, y Acari 1,07%. Finalmente en el estrato herbáceo, predominaron Culicidae 20,08%, Thripidae (*C. brasiliensis*) 16,41%, Lygaeidae (*Nysius sp.*) 15,85%, Diptera 12,46%, Dolichopodidae 4,17%, Formicidae 3,56%, Chrysomellidae Alticinae 2,67%, Chalcidoidea 2,56%, Noctuidae (*S. frugiperda*) 3,34%, Anthocoridae (*Orius insidiosus* Say) 2,28%, Cicadellidae 2,06%, Noctuidae (*A. argillacea*) 1,72%, Melyridae (*A. atromaculatus*) 1,45%, Coccinellidae (*Hyperaspis festiva* Muls) 1,28%, Curculionidae 1,17%, Coccinellidae (*Eriopsis connexa* Germ) y (*Scymnus sp*) con 1,06%. Los porcentajes faltantes, corresponden a los artrópodos registrados en cantidades menores a 1%.

Márquez *et al.* 2014. Menciona que existe una gran diversidad de insectos en el agroecosistema de algodón transgénico. Siendo estas diez órdenes incluyendo Coleóptera, Díptera, Lepidóptera y Orthoptera afectados por toxina. Los pedidos con mayor número de insectos y especies fueron Hemíptera y Hymenoptera, respectivamente. Por lo tanto Santana *et al* 2015., compararon las especies de insectos presentes en algodón genéticamente modificado en cinco estados de México. De los 6994 insectos obtenidos, 59 son especies distintas pertenecientes a nueve Órdenes y 40 familias.

El Orden con más insectos fue Díptera (51.5%) mientras que Coleóptera presentó mayor diversidad en familias y especies (32.5 y 35%). Once especies de insectos de cinco se encontraron en todos los estados; 10 familias estuvieron presentes en uno de los estados. Coahuila presentó más familias (65%), mientras que Baja California y Chihuahua presentaron mayor diversidad (50.8%). El estado con el mayor número de insectos fue Coahuila con el 47.7%. La familia con más insectos fue Sciaridae con un 46.1% presente en los cinco estados.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

Ubicación del estudio. El presente estudio se realizó en un predio experimental de algodónero ubicado en Ascención, Chihuahua. Se establecieron dos tratamientos: algodónero convencional (algodónero no BT) y algodónero transgénico (algodónero Bt). La superficie experimental fue de 0.5 ha. La siembra se realizó el 10 de mayo del 2016. El manejo agronómico del cultivo se realizó con base en el paquete tecnológico recomendado por el INIFAP para la región indicada.

Muestreo de Insectos. Se efectuaron muestreos de insectos a principios, mediados y finales del ciclo de desarrollo del cultivo. En cada tratamiento de tipo de algodónero se efectuaron 30 golpes de red. Los insectos colectados se colocaron en frascos con alcohol al 70%. Los especímenes se trasladaron al laboratorio de entomología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Juárez del Estado de Durango para su conservación, almacenamiento y posterior identificación.

Identificación de Insectos. Los especímenes colectados se identificaron y separaron en una primera fase a nivel de orden. Posteriormente se identificaron a nivel de familia con base en las claves de Domínguez et al. (1999) y Borror y DeLong's (2006).

Índice de Diversidad. Se estimaron los valores de los índices de diversidad de Margalef, Simpson y Shannon-Wiener para los insectos identificados a nivel de familia (Samo et al. 2008).

Análisis Estadísticos. Se realizaron pruebas de t, considerando a las fechas de muestreo como repeticiones, para los datos de densidades de insectos por 30 golpes de red en cada familia y el total de insectos, mediante el paquete estadístico SAS (SAS Institute 2002). Los datos de densidades de insectos se transformaron mediante el logaritmo natural de $(x+1)$, con el objeto de estabilizar las varianzas, antes de los análisis estadísticos (Ott 1988).

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Diversidad de Entomofauna a Nivel de Orden

Principios del ciclo del cultivo. Los insectos colectados mediante red entomológica durante inicios del ciclo de desarrollo del cultivo en algodón convencional y transgénico en Chihuahua pertenecieron a los siguientes siete órdenes: Diptera, Coleoptera, Hemiptera, Himenoptera, Lepidoptera, Neuroptera, y Odonata. El orden Diptera fue el más abundante, seguido por Hymenoptera y Hemiptera. El número total de insectos fue estadísticamente igual en ambos tipos de algodono. Los himenópteros y dípteros tendieron a ser más abundantes en algodón transgénico que en algodón convencional. El resto de órdenes presentaron una abundancia similar en ambos tipos de algodón (Cuadro 1, Figuras 25 y 26).

Cuadro 1. Número de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de orden en algodono convencional y transgénico, durante inicios del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

Orden	Convencional		Transgénico	
	Número	%	Número	%
Diptera	25	40.3	41	51.3
Hymenoptera	14	22.6	20	25
Hemiptera	13	21	15	18.8
Coleoptera	7	11.3	2	2.5
Neuroptera	1	1.6	1	1.3
Lepidoptera	1	1.6	1	1.3
Odonata	1	1.6	0	0
Total	62	100	80	100

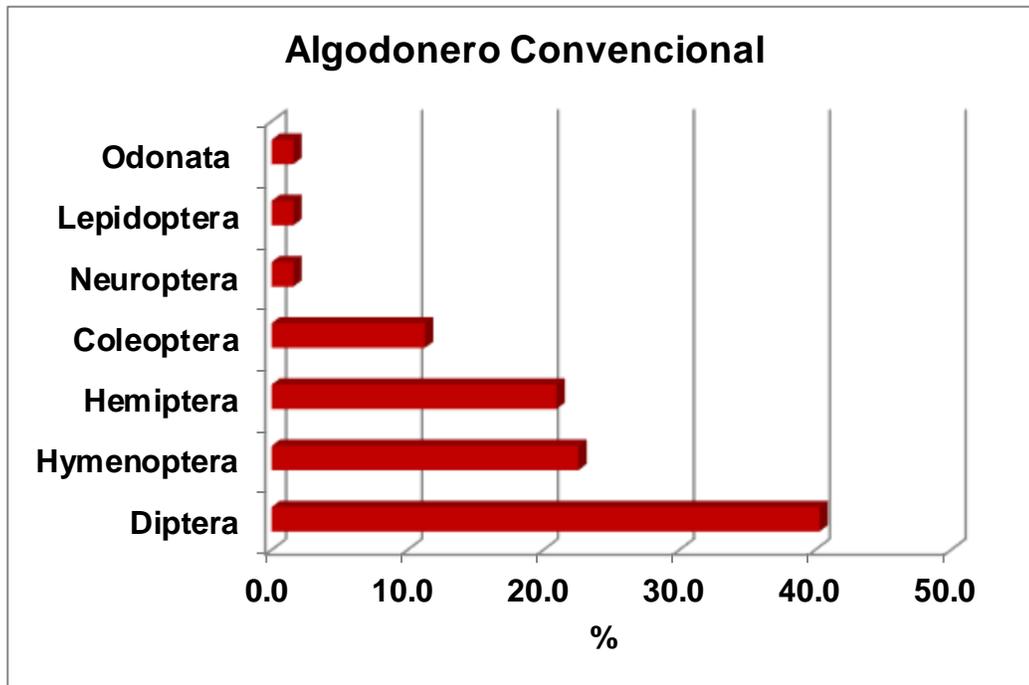


Figura 23. Composición de insectos por orden en algodónero convencional, durante inicios del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

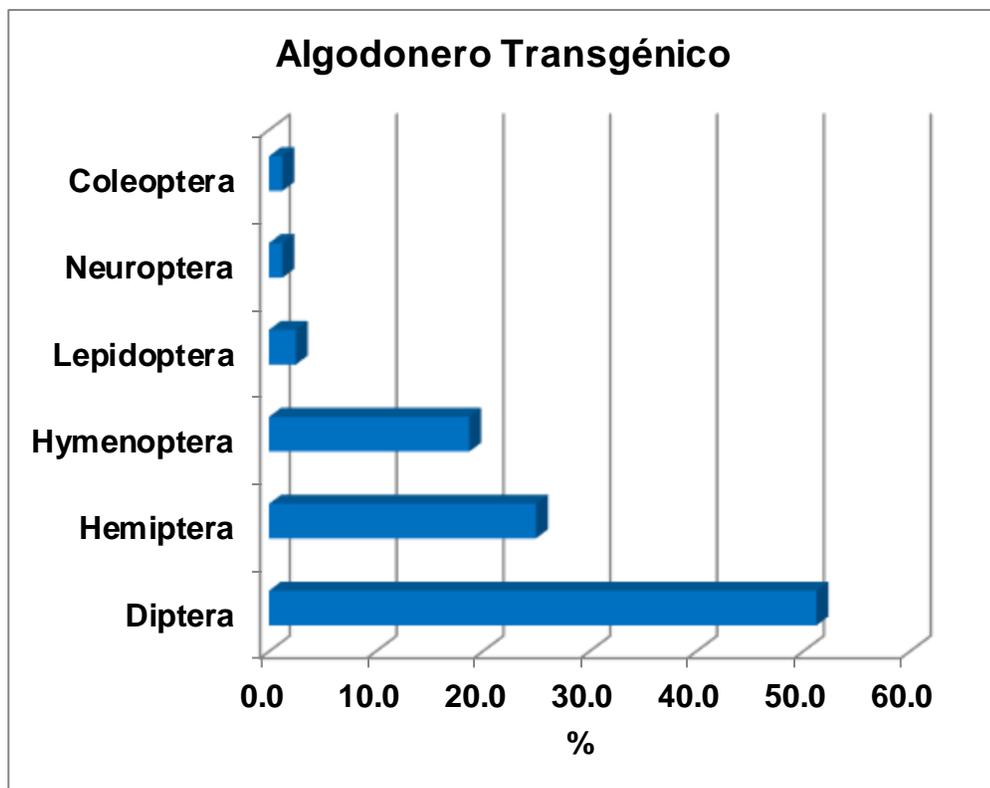


Figura 24. Composición de insectos por orden en algodónero transgénico, durante inicios del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

Mediados del ciclo del cultivo. Los insectos colectados mediante red entomológica durante mediados del ciclo de desarrollo del cultivo en algodón convencional y transgénico en Chihuahua pertenecieron a los siguientes ocho órdenes: Hemiptera, Coleoptera, Diptera, Hymenoptera, Neuroptera, Odonata, Orthoptera y Thysanoptera. El orden Hemiptera fue el más abundante, seguido por Diptera. La abundancia del orden Hemiptera fue mayor en esta época que al inicio del ciclo del cultivo, pero la de Hymenoptera se redujo. La abundancia de los otros seis órdenes se mantuvo similar en esta época. El número total de insectos fue similar en los dos tipos de algodón. Todos los órdenes presentaron una abundancia similar en ambos tipos de algodón (Cuadro 2, Figuras 27 y 28).

Cuadro 2. Número de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de orden en algodón convencional y transgénico, durante mediados del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

Orden	Convencional		Transgénico	
	Número	%	Número	%
Hemiptera	66	60.6	57	57
Coleoptera	3	2.8	5	5
Diptera	31	28.4	29	29
Hymenoptera	7	6.4	2	2
Neuroptera	1	0.9	3	3
Odonata	0	0	1	1
Orthoptera	1	0.9	0	0
Thysanoptera	0	0	3	3
Total	109	100	100	100

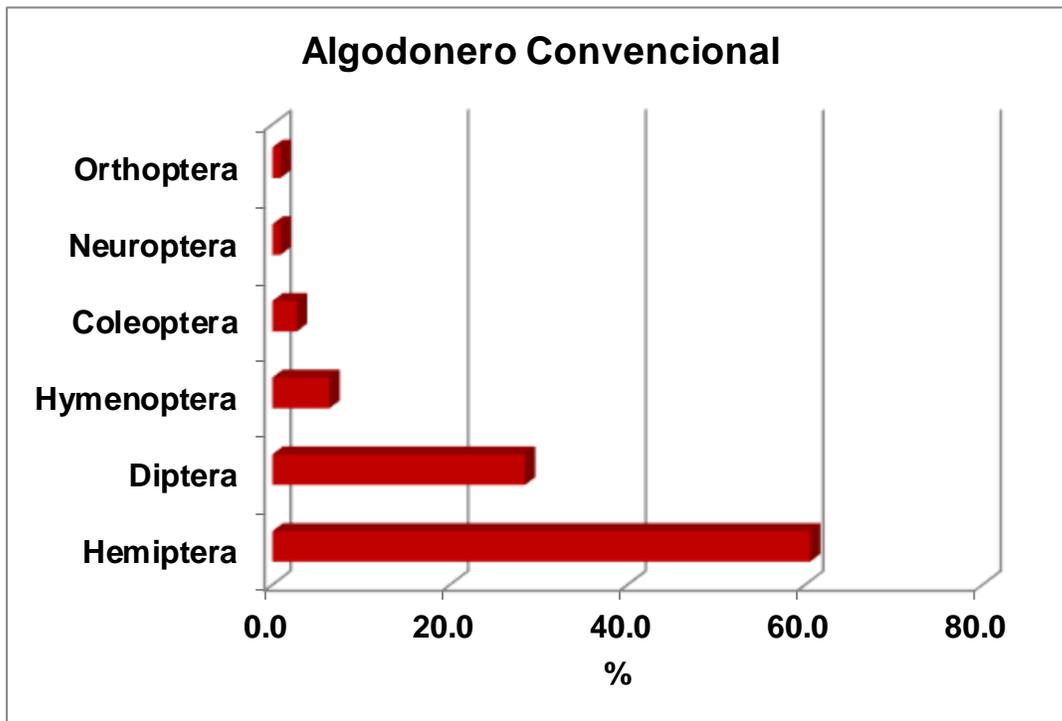


Figura 25. Composición de insectos por orden en algodónero convencional, durante mediados del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

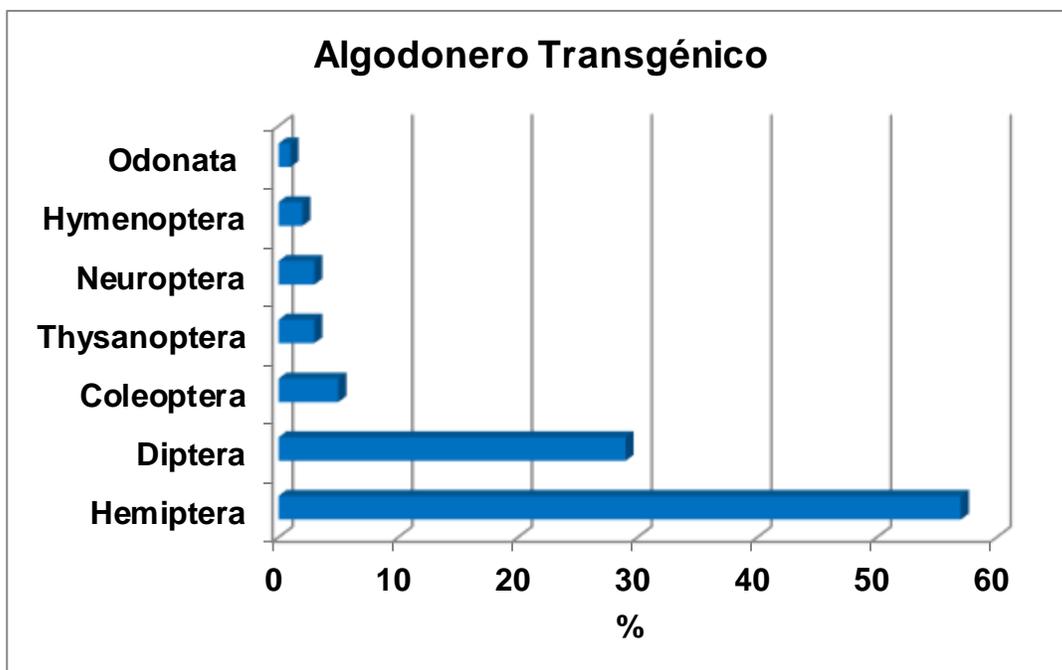


Figura 26. Composición de insectos por orden en algodónero transgénico, durante mediados del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

Finales del ciclo del cultivo. Los insectos colectados mediante red entomológica durante finales del ciclo de desarrollo del cultivo en algodónero convencional y transgénico en Chihuahua pertenecieron a los siguientes diez órdenes: Hemiptera, Thysanoptera, Diptera, Hymenoptera, Coleoptera, Neuroptera, Lepidoptera, Odonata, Orthoptera e Isoptera. El orden Hemiptera fue el más abundante, seguido por Thysanoptera y Diptera. La abundancia de los órdenes Hemiptera, Thysanoptera y Coleoptera fue mayor al final del ciclo del cultivo, que en las épocas tempranas e intermedias. La abundancia de los otros siete órdenes tendió a permanecer constante hacia el final de la temporada. El número total de insectos tendió a ser mayor en algodónero convencional. Todos los órdenes de insectos tendieron a ser más abundantes en el algodónero convencional que en el transgénico hacia el final de la temporada (Cuadro 3, Figuras 29 y 30).

Cuadro 3. Número de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de orden en algodónero convencional y transgénico, durante finales del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

Orden	Convencional		Transgénico	
	Número	%	Número	%
Hemiptera	137	43.4	37	61.7
Thysanoptera	87	27.5	4	6.7
Diptera	39	12.3	12	20
Hymenoptera	25	7.9	6	10
Coleoptera	17	5.4	1	1.7
Neuroptera	6	1.9	0	0
Lepidoptera	2	0.6	0	0
Odonata	1	0.3	0	0
Orthoptera	1	0.3	0	0
Isoptera	1	0.3	0	0
Total	315	100	60	100

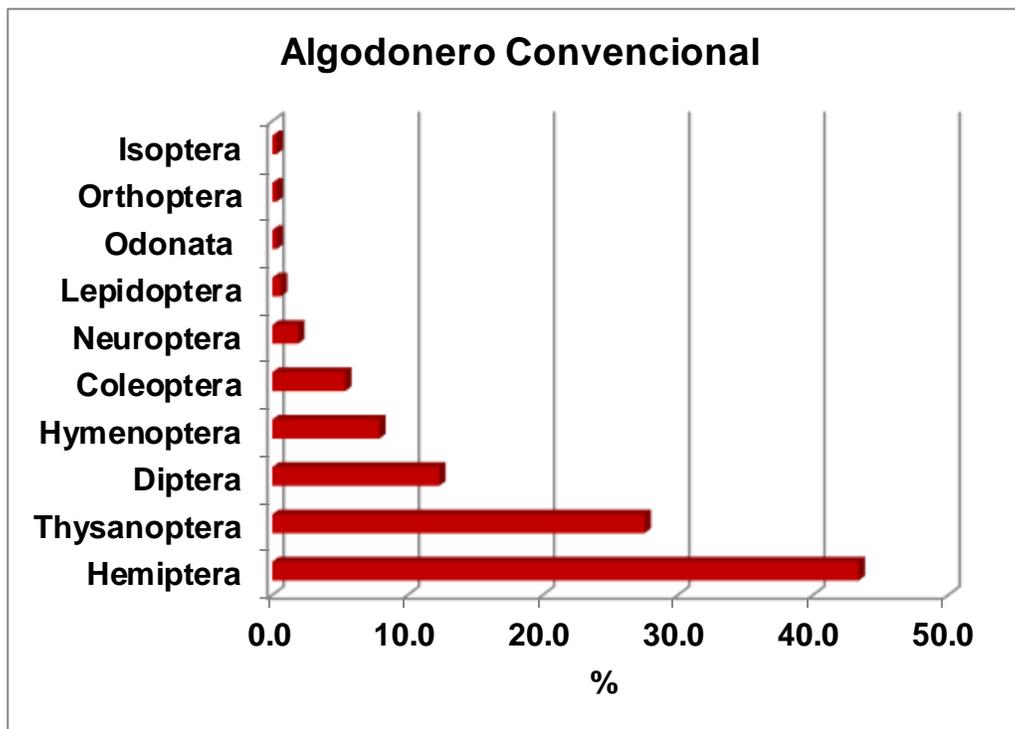


Figura 27. Composición de insectos por orden en algodónero convencional, durante finales del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

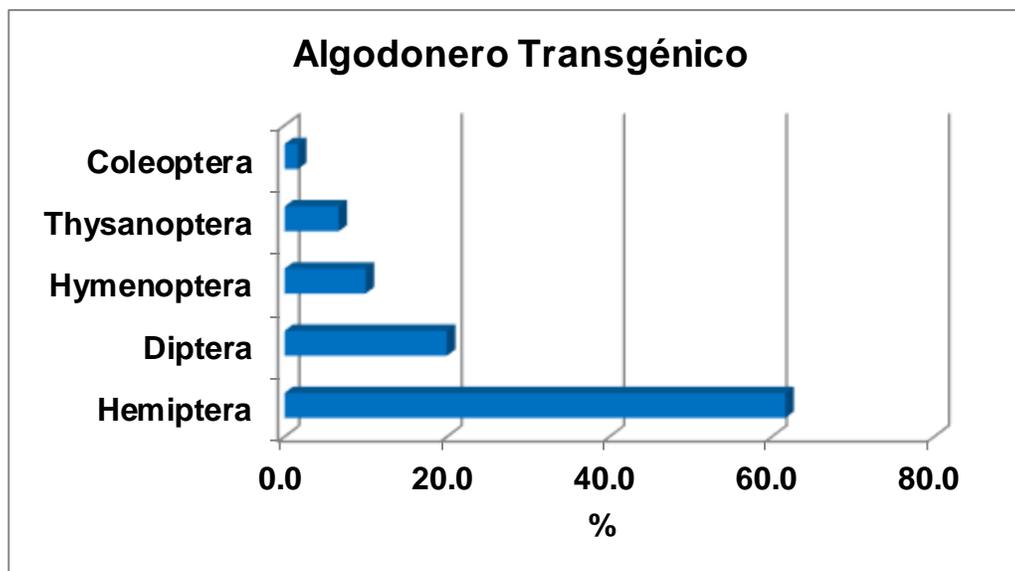


Figura 28. Composición de insectos por orden en algodónero transgénico, durante finales del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

Ciclo completo del cultivo. A lo largo del ciclo de desarrollo del cultivo, el orden Hemiptera fue el más abundante (51 y 47% del total de insectos), seguido por Diptera (17 y 34%), Thysanoptera (16 y 3%) e Hymenoptera (9 y 10%), en algodónero convencional y Bt. La abundancia global (suma de todos los insectos) se incrementó hacia el final del ciclo del cultivo en algodónero convencional, pero en algodónero Bt la mayor abundancia tuvo lugar a mitad del ciclo del cultivo. El número de insectos de los órdenes Hemiptera y Thysanoptera se incrementó consistentemente al avanzar la temporada en ambos tipos de algodónero. Los dípteros e himenópteros se incrementaron al final del ciclo del cultivo en el algodónero convencional, pero la tendencia fue inversa en algodónero Bt. Las poblaciones de hemípteros, thysanópteros e himenópteros tendieron a ser mayores en algodónero convencional que en algodónero Bt. El resto de órdenes presentaron densidades similares en ambos tipos de algodónero (Cuadro 4).

Cuadro 4. Promedio de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de orden en algodónero convencional y transgénico, durante el ciclo completo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

Orden	Convencional		Transgénico	
	Número	%	Número	%
Hemiptera	96.0	50.6	37.7	47.1
Thysanoptera	29.7	15.6	2.3	2.9
Neuroptera	3.7	1.9	1.3	1.7
Coleoptera	9.0	4.7	2.3	2.9
Diptera	32.0	16.9	27.3	34.2
Lepidoptera	1.0	0.5	0.7	0.8
Hymenoptera	17.0	9.0	7.7	9.6
Odonata	0.3	0.2	0.3	0.4
Orthoptera	0.7	0.4	0.3	0.4
Isóptera	0.3	0.2	0.0	0.0
Total	189.7	100.0	80.0	100.0

4.2 Diversidad de Entomofauna a Nivel de Familia

Inicios del ciclo del cultivo. Los insectos colectados pertenecieron a treinta y seis familias. Se determinaron ocho familias de Hemiptera: Anthocoridae, Lygaeidae, Pentatomidae, Cicadellidae, Miridae, Membracidae, Berytidae y Rhyparochromidae. Los Coleoptera pertenecieron cinco familias: Melyridae, Chrysomelidae, Scarabaeidae, Curculionidae y Anobiidae. Los Dípteros pertenecieron a catorce familias: Syrphidae, Agromyzidae, Muscidae, Tephritidae, Tachinidae, Sarcophagidae, Dolichopodidae, Hybotidae, Coenagrionidae, Sphaeroceridae, Fanniidae, Heleomyzidae, Conopidae y Ulidiidae. Los Hymenoptera se agruparon en seis familias: Braconidae, Eulophidae, Vespidae, Encyrtidae, Apidae y Formicidae. Para los órdenes Neuroptera, Lepidoptera y Odonata se identificó una sola familia, Chrysopidae, Noctuidae y Coenagrionidae respectivamente. Las familias más abundantes en algodón transgénico fueron: Anthocoridae (20%), Agromyzidae (20%), Dolichopodidae (13.8%), Eulophidae (7.5%), Encyrtidae (7.5%), Cicadellidae (3.8%), Muscidae (3.8%), Hybotidae (3.8%), Sarcophagidae (2.5%) y Coenagrionidae (2.5%); mientras que en algodón convencional fueron: Agromyzidae (11.3%), Apidae (9.7%), Formicidae (9.7%), Muscidae (6.5%), Anthocoridae (4.8%), Miridae (4.8%), Chrysomelidae (4.8%), Tachinidae (4.8%), Fanniidae (4.8%) y Ulidiidae (4.8%).

El número total de insectos tendió a ser mayor en algodón transgénico. Las familias Agromyzidae, Anthocoridae y Dolichopodidae tendieron a ser más abundantes en algodón transgénico que en algodón convencional en esta época. Por el contrario, las familias Apidae y Formicidae, tendieron a ser más abundantes en algodón convencional que en algodón transgénico. Las familias restantes presentaron densidades similares en ambos tipos de algodón (Cuadros 5 y 6, Figuras 31 y 32).

De acuerdo con los valores de los índices de diversidad de Margalef, Simpson y Shannon-Wiener la diversidad de insectos a nivel de familia fue alta (Cuadro 7).

Cuadro 5. Número de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de familia en algodónero Transgénico, durante inicios del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

Familia	Transgénico	
	Número	%
Anthocoridae	16	20
Agromyzidae	16	20
Dolichopodidae	11	13.8
Eulophidae	6	7.5
Encyrtidae	6	7.5
Cicadellidae	3	3.8
Muscidae	3	3.8
Hybotidae	3	3.8
Sarcophagidae	2	2.5
Coenagrionidae	2	2.5
Sphaeroceridae	2	2.5
Noctuidae	2	2.5
Membracidea	1	1.3
Chrysopidae	1	1.3
Chrysomelidae	1	1.3
Syrphidae	1	1.3
Tachinidae	1	1.3
Braconidae	1	1.3
Apidae	1	1.3
Formicidae	1	1.3
Total	80	100

Cuadro 6. Número de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de familia en algodonoero convencional, durante inicios del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

Familia	Convencional	
	Número	%
Agromyzidae	7	11.3
Apidae	6	9.7
Formicidae	6	9.7
Muscidae	4	6.5
Anthocoridae	3	4.8
Miridae	3	4.8
Chrysomelidae	3	4.8
Tachinidae	3	4.8
Fanniidae	3	4.8
Ulidiidae	3	4.8
Lygaeidae	2	3.2
Pentatomidae	2	3.2
Heleomyzidae	2	3.2
Vespidae	2	3.2
Membracidea	1	1.6
Berytidae	1	1.6
Rhyparochromidae	1	1.6
Chrysopidae	1	1.6
Melyridae	1	1.6
Scarabaeidae	1	1.6
Curculionidae	1	1.6
Anobiidae	1	1.6
Syrphidae	1	1.6
Tephritidae	1	1.6
Conopidae	1	1.6
Noctuidae	1	1.6
Coenagrionidae	1	1.6
Total	62	100

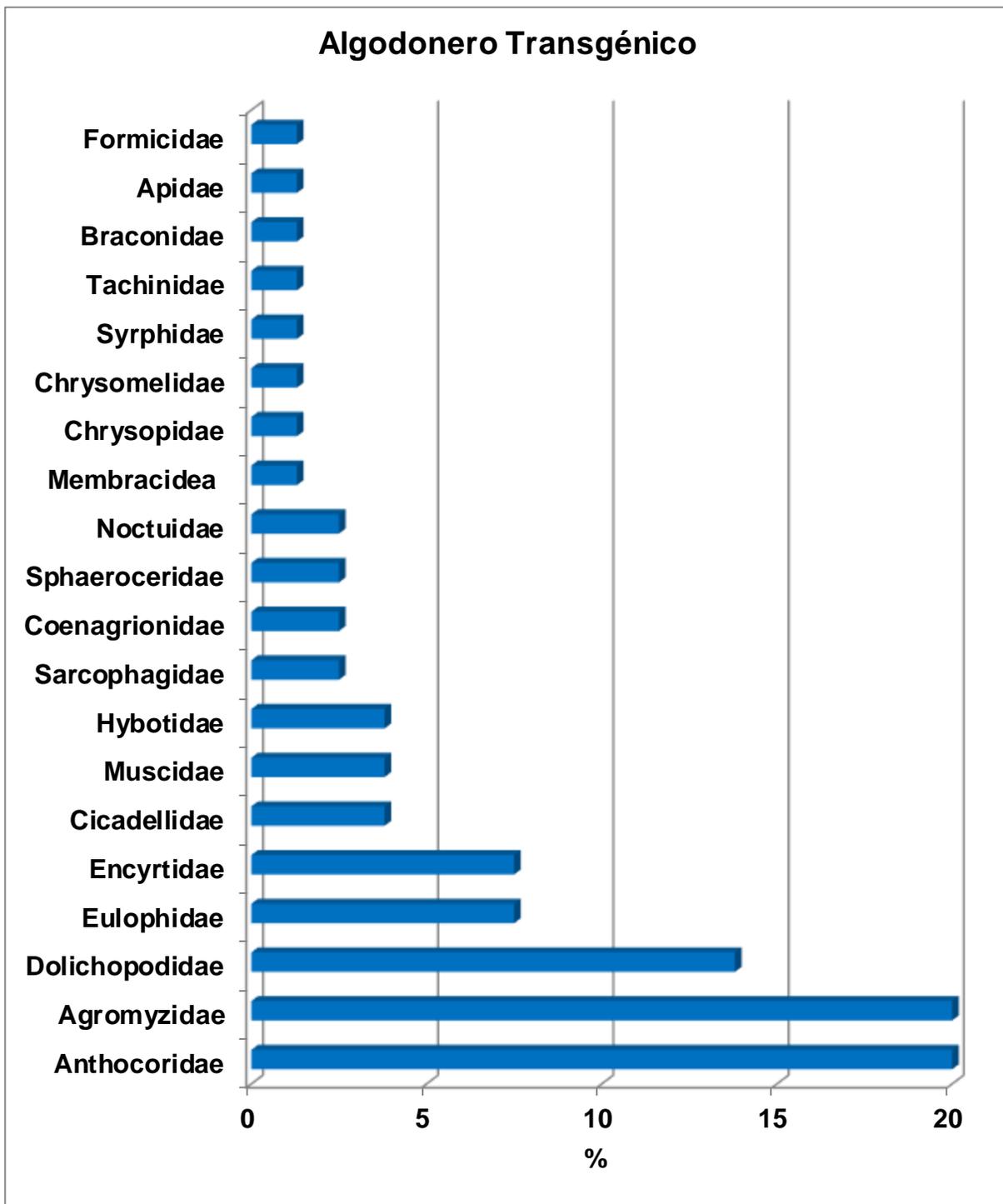


Figura 29. Composición de insectos por familia en algodón transgénico, durante inicios del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

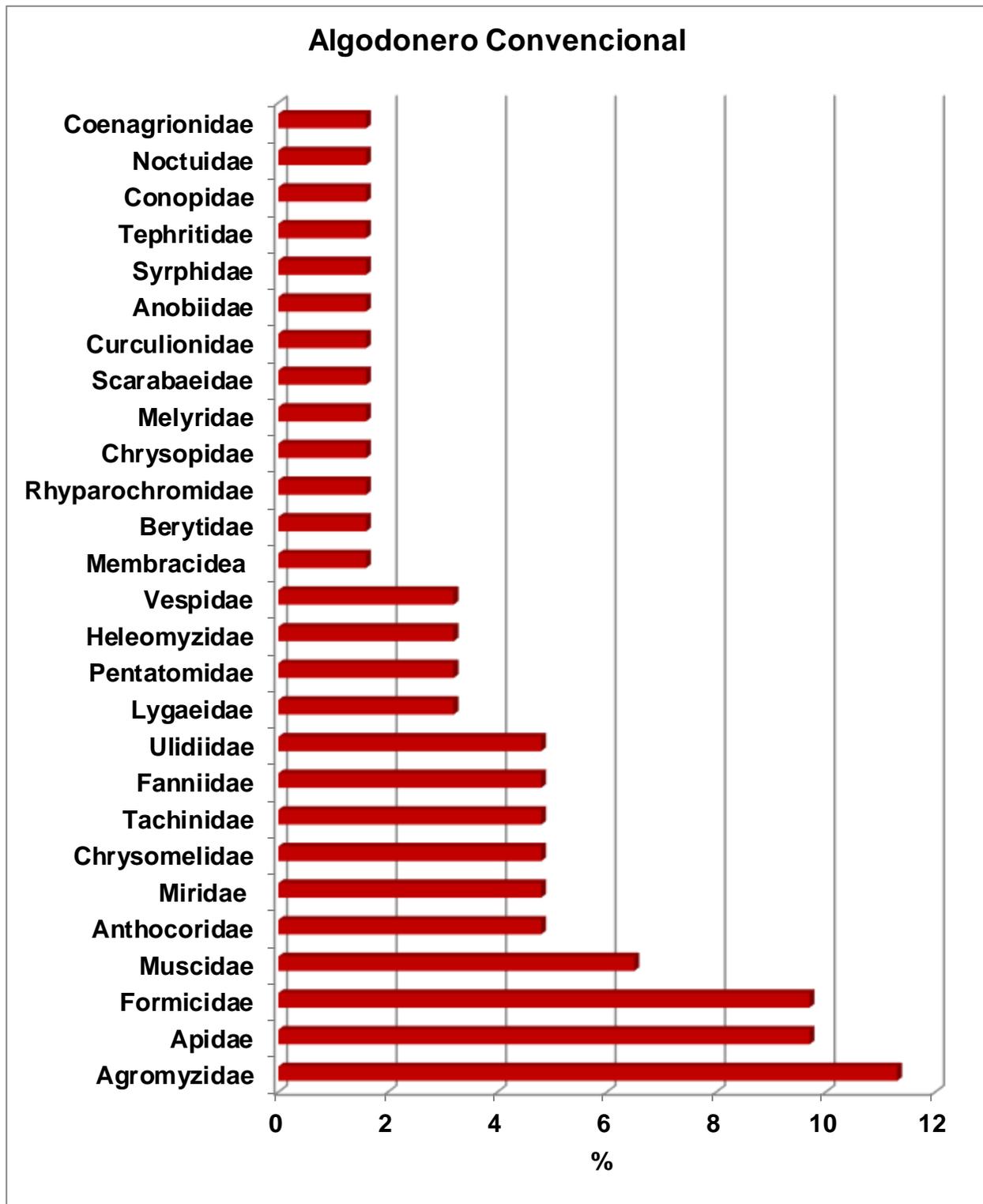


Figura 30. Composición de insectos por familia en algodónero convencional, durante inicios del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

Cuadro 7. Valores de índices de diversidad a nivel de familia en algodónero convencional y transgénico durante inicios del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

Índice de diversidad	Algodonero convencional	Algodonero transgénico
Simpson	0.057	0.118
Shannon-Wiener	3.062	2.481
Margalef	6.299	4.335

Mediados del ciclo del cultivo. Los insectos colectados pertenecieron a treinta dos familias. Se determinaron diez familias de hemipteros: Anthocoridae, Aphididae, Lygaeidae, Cicadellidae, Miridae, Membracidae, Cicadellidae, Coreidae, Geocoridae y Culicidae. Los dipteros se agruparon en nueve familias: Syrphidae, Agromyzidae, Muscidae, Piophilidae, Tephritidae, Tachinidae, Culicidae, Chloropidae y Dolichopodidae. Los coleopteros pertenecieron a cinco familias: Coccinellidae, Chrysomelidae, Curculionidae, Tenebrionidae y Anobiidae. Los himenópteros pertenecieron a cuatro familias: Brachonidae, Aphelinidae, Ichneumonidae y Colletidae. Para los órdenes Thysanoptera, Neuroptera, Odonata y Orthoptera se identificó una sola familia, Aeolothripidae, Chrysopidae, Coenagrionidae y Acrididae, respectivamente. Las familias más abundantes en algodónero transgénico fueron: Miridae (31%), Agromyzidae (21%), Cicadellidae (18%), Lygaeidae (5%), Aeolothripidae (3%), Chrysopidae (3%), Coccinellidae (3%), Tephritidae (3%), Anthocoridae (2%) y Muscidae (2%). En algodónero convencional las familias más abundantes fueron: Miridae (28.4%), Cicadellidae (14.7%), Muscidae (9.2%), Anthocoridae (6.4%), Agromyzidae (5.5%), Membracidae (3.7%), Piophilidae (3.7%), Colletidae (3.7%), Syrphidae (2.8%) y Tephritidae (2.8%).

El número total de insectos fue similar en ambos tipos de algodónero. La familia Agromyzidae fue más abundante en algodónero transgénico que en algodónero convencional en esta época. Por el contrario, la familia Muscidae fue más abundante en algodónero convencional que en algodónero transgénico.

Las familias restantes presentaron una abundancia similar en ambos tipos de algodónero (Cuadros 8 y 9, Figuras 33 y 34).

De acuerdo con los valores de los índices de diversidad de Margalef, Simpson y Shannon-Wiener la diversidad de insectos a nivel de familia fue alta (Cuadro 10).

Cuadro 8. Número de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de familia en algodónero transgénico, durante mediados del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

Familia	Transgénico	
	Número	%
Miridae	31	31
Agromyzidae	21	21
Cicadellidae	18	18
Lygaeidae	5	5
Aeolothripidae	3	3
Chrysopidae	3	3
Coccinellidae	3	3
Tephritidae	3	3
Anthocoridae	2	2
Muscidae	2	2
Tachinidae	2	2
Membracidae	1	1
Chrysomelidae	1	1
Tenebrionidae	1	1
Culicidae	1	1
Ichneumonidae	1	1
Colletidae	1	1
Coenagrionidae	1	1
Total	100	100

Cuadro 9. Número de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de familia en algodónero convencional, durante mediados del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

Familia	Convencional	
	Número	%
Miridae	31	28.4
Cicadellidae	16	14.7
Muscidae	10	9.17
Anthocoridae	7	6.42
Agromyzidae	6	5.5
Membracidae	4	3.67
Piophilidae	4	3.67
Colletidae	4	3.67
Syrphidae	3	2.75
Tephritidae	3	2.75
Aphididae	2	1.83
Lygaeidae	2	1.83
Coreidae	2	1.83
Curculionidae	2	1.83
Tachinidae	2	1.83
Geocoridae	1	0.92
Culicidae	1	0.92
Chrysopidae	1	0.92
Anobiidae	1	0.92
Culicidae	1	0.92
Chloropidae	1	0.92
Dolichopodidae	1	0.92
Braconidae	1	0.92

Aphelinidae	1	0.92
Ichneumonidae	1	0.92
Acrididae	1	0.92
Total	109	100

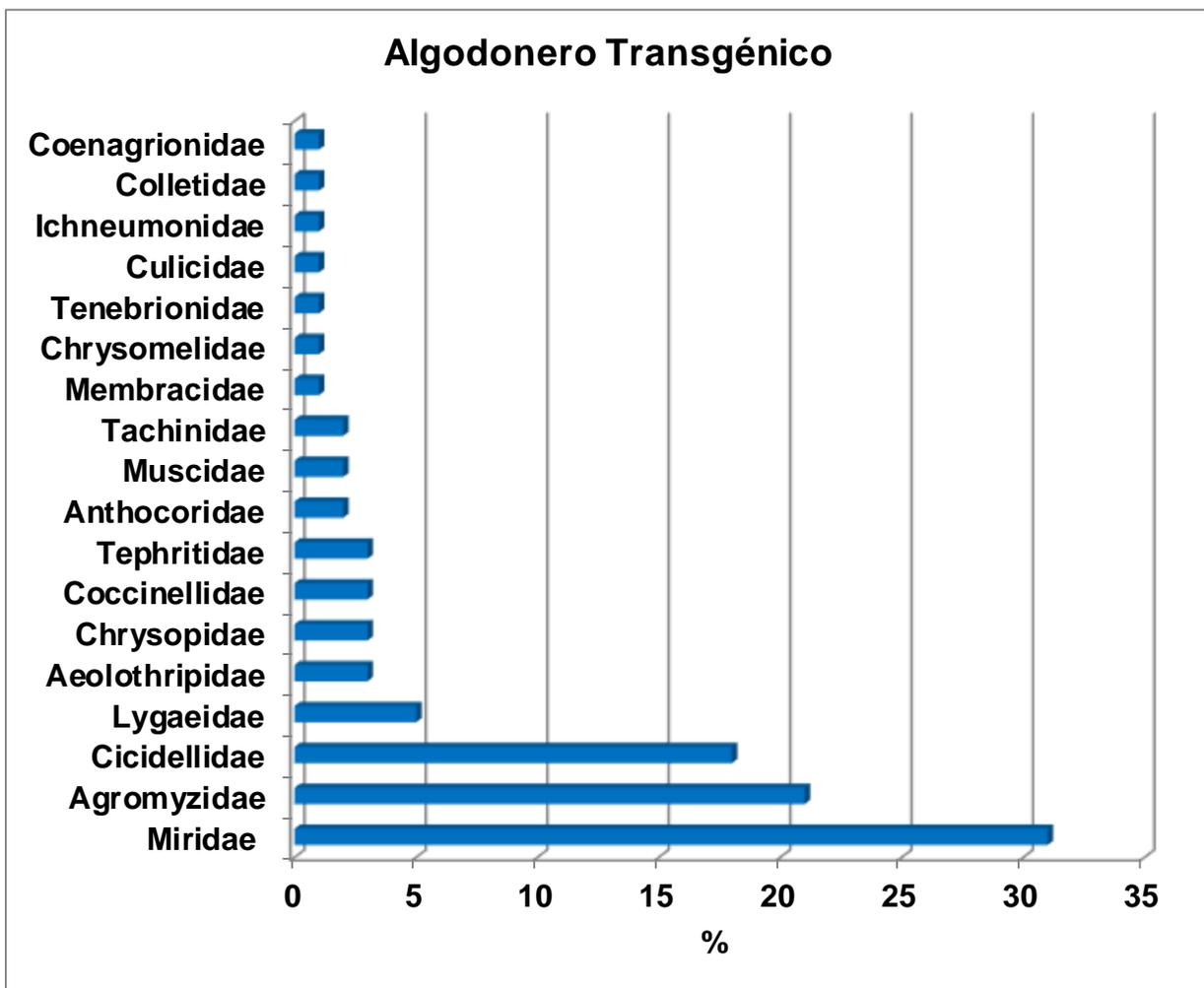


Figura 31. Composición de insectos por familia en algodónero transgénico, durante mediados del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

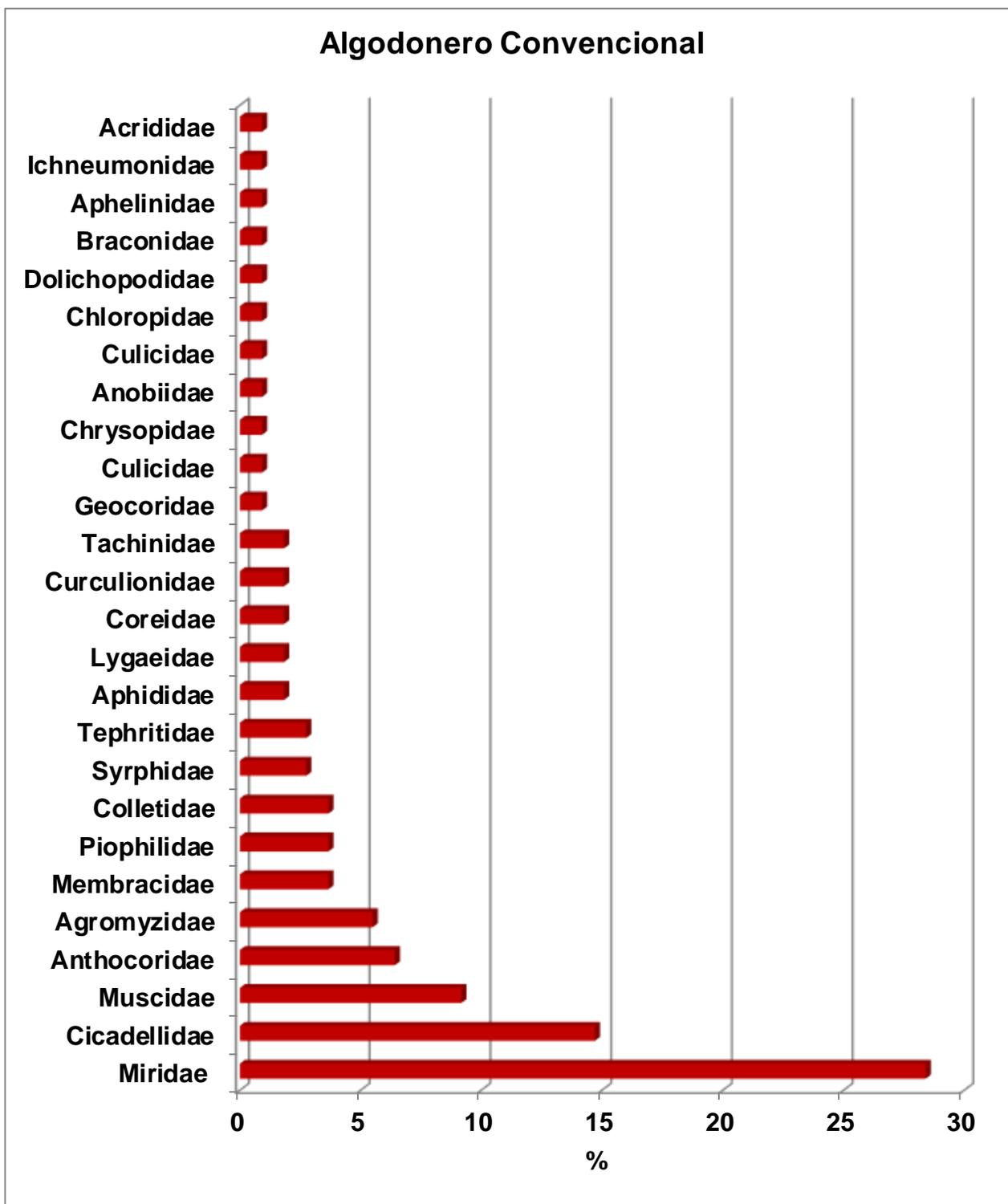


Figura 32. Composición de insectos por familia en algodónero convencional, durante mediados del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

Cuadro 10. Valores de índices de diversidad a nivel de familia en algodónero convencional y transgénico durante mediados del ciclo del 2016 en Chihuahua.

Índice de diversidad	Algodonero convencional	Algodonero Transgénico
Simpson	0.126	0.180
Shannon-Wiener	2.596	2.127
Margalef	5.328	3.691

Finales del ciclo del cultivo. Los insectos colectados pertenecieron a cuarenta y tres familias. Se determinaron nueve familias de hemipteros: Anthocoridae, Aphididae, Lygaeidae, Nabidae, Cicadellidae, Miridae, Membracidae, Berytidae, cicadidae. Los coleopteros pertenecieron a seis familias: Melyridae, Chrysomelidae, carabidae, Curculionidae, Tenebrionidae y anobiidae. Los dípteros se agruparon en diez familias: Syrphidae, Agromyzidae, Muscidae, Piophilidae, Tephritidae, Sciaridae, Culicidae, Chloropidae, Dolichopodidae y Hybotidae. Por su parte los himenópteros pertenecieron a doce familias: Braconidae, Eulophidae, Pteromalidae, Encyrtidae, Apidae, Ichneumonidae, Colletidae, Andrenidae, Crabronidae, Halictidae, Figitidae y Chalcididae. Para los órdenes Thysanoptera, Neuroptera, Lepidoptera, Odonata, Orthoptera e isoptera se identificó una sola familia, Thripidae, Chrysopidae, Noctuidae, Coenagrionidae, Acrididae y Termitidae, respectivamente.

Las familias más abundantes en algodónero transgénico fueron: Cicadellidae (41.7%), Agromyzidae (15%), Anthocoridae (10%), Thripidae (6.7%), Braconidae (6.7%), Aphididae (1.7%), Nabidae (1.7%), Miridae (1.7%), Membracidae (1.7%) y Berytidae (1.7%), las cuales conformaron el 88% de todos los especímenes colectados. En el algodónero convencional las familias más abundantes fueron: Thripidae (27.5%), Cicadellidae (20.3%), Anthocoridae (9.5%), Miridae (9.5%), Chloropidae (4.7%), Lygaeidae (2.8%), Hybotidae (2.5%), Chrysopidae (1.9%), Chrysomelidae (1.9%) y Braconidae (1.9%), las cuales conjuntamente conforman el 83% de todos los especímenes colectados.

El número total de insectos fue mayor en algodónero convencional que en transgénico. La mayoría de las familias, excepto Agromyzidae, fueron más abundantes en el algodónero convencional que en transgénico. Las densidades de insectos en algodónero transgénico fueron menores en esta época tardía del ciclo, en comparación con las épocas temprana e intermedia. En el caso del algodónero convencional las poblaciones de insectos fueron mayores en esta época tardía que en las épocas previas del ciclo del cultivo (Cuadro 11 y 12, Figuras 35 y 36).

De acuerdo con los valores de los índices de diversidad de Margalef, Simpson y Shannon-Wiener la diversidad de insectos a nivel de familia fue alta en esta etapa de desarrollo del cultivo (Cuadro 13).

Cuadro 11. Número de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de familia en algodónero transgénico, durante finales del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

Familia	Transgénico	
	Número	%
Cicadellidae	25	41.7
Agromyzidae	9	15.0
Anthocoridae	6	10.0
Thripidae	4	6.7
Braconidae	4	6.7
Aphididae	1	1.7
Nabidae	1	1.7
Miridae	1	1.7
Membracidae	1	1.7
Berytidae	1	1.7
Cicadidae	1	1.7
Melyridae	1	1.7
Syrphidae	1	1.7
Muscidae	1	1.7

Tephritidae	1	1.7
Pteromalidae	1	1.7
Chalcididae	1	1.7
Total	60	100

Cuadro 12. Número de insectos por 30 golpes de red identificados a nivel de familia en algodónero convencional, durante finales del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

Familia	Convencional	
	Número	%
Thripidae	87	27.5
Cicadellidae	64	20.3
Anthocoridae	30	9.5
Miridae	30	9.5
Chloropidae	15	4.7
Lygaeidae	9	2.8
Hybotidae	8	2.5
Chrysopidae	6	1.9
Chrysomelidae	6	1.9
Braconidae	6	1.9
Encyrtidae	4	1.3
Melyridae	3	0.9
Carabidae	3	0.9
Tenebrionidae	3	0.9
Agromyzidae	3	0.9
Muscidae	3	0.9
Eulophidae	3	0.9
Pteromalidae	3	0.9
Apidae	3	0.9

Membracidae	2	0.6
Tephritidae	2	0.6
Sciaridae	2	0.6
Culicidae	2	0.6
Noctuidae	2	0.6
Aphididae	1	0.3
Cicadidae	1	0.3
Curculionidae	1	0.3
Anobiidae	1	0.3
Syrphidae	1	0.3
Piophilidae	1	0.3
Dolichopodidae	1	0.3
Ichneumonidae	1	0.3
Colletidae	1	0.3
Andrenidae	1	0.3
Crabronidae	1	0.3
Halictidae	1	0.3
Figitidae	1	0.3
Coenagrionidae	1	0.3
Acrididae	1	0.3
Termitidae	1	0.3
Total	316	100

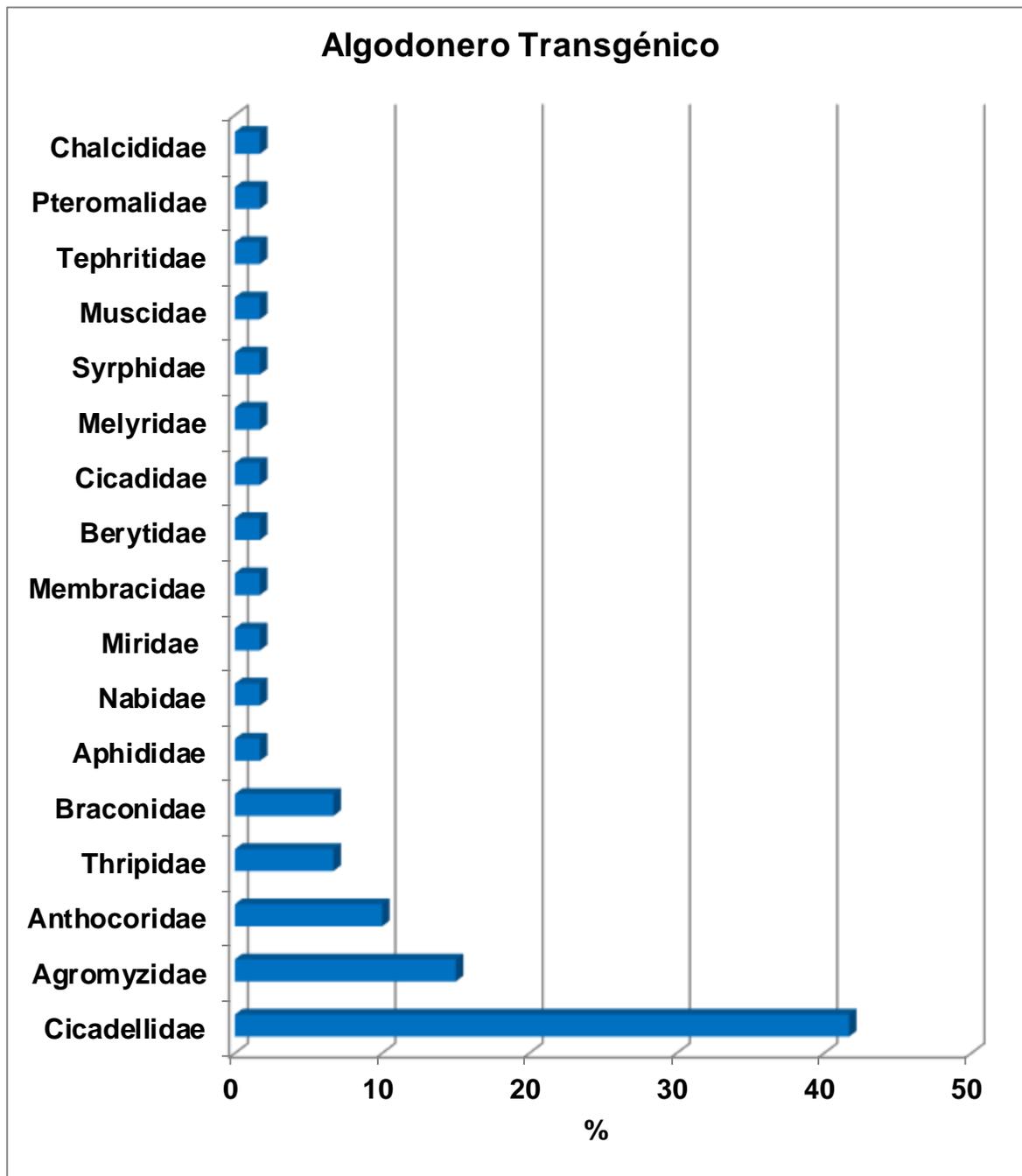


Figura 33. Composición de insectos por familia en algodón transgénico, durante finales del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

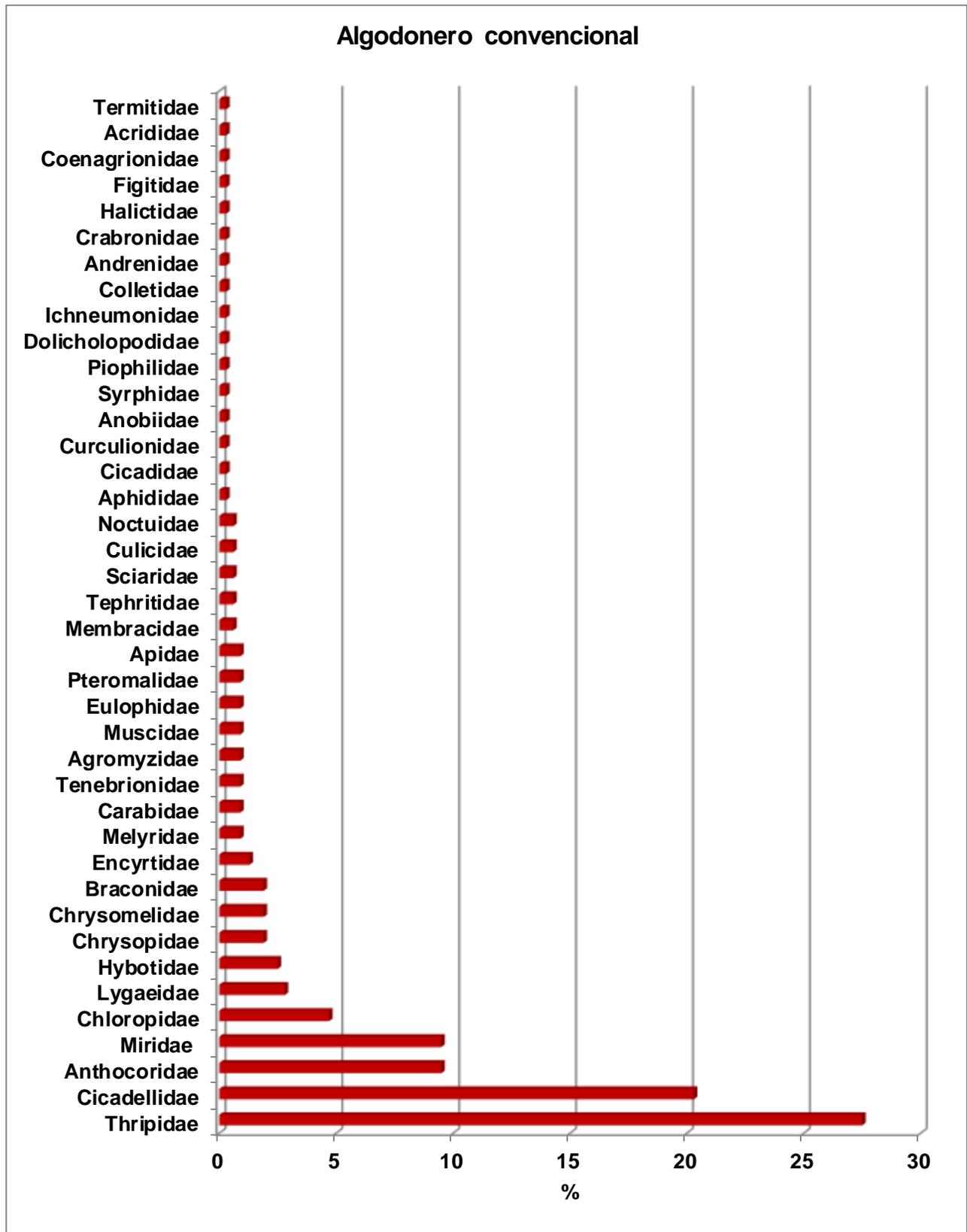


Figura 34. Composición de insectos por familia en algodónero convencional, durante finales del ciclo del cultivo del 2016 en Chihuahua.

Cuadro 13. Valores de índices de diversidad a nivel de familia en algodónero convencional y transgénico durante finales del ciclo del 2016 en Chihuahua.

Índice de diversidad	Algodonero convencional	Algodonero transgénico
Simpson	0.141	0.218
Shannon-Wiener	2.556	2.059
Margalef	6.779	3.907

Ciclo completo del cultivo. Los insectos colectados en ambos tipos de algodónero durante todo el ciclo del cultivo pertenecieron a 61 familias. Se encontraron 55 y 37 familias de insectos en algodónero convencional y Bt, respectivamente. Se determinaron 12 familias de hemipteros, 17 de himenopteros y dípteros, ocho de coleopteros, dos de thysanopteros, y solo una de neurópteros, ortópteros, lepidópteros, odonatos e isópteros. En algodónero Bt las familias más numerosas fueron: Cicadellidae (19%), Agromyzidae (19%), Myridae (13%) y Anthocoridae (10%). Las familias más abundantes en algodónero convencional fueron: Cicadellidae (27%), Thripidae (16%), Myridae (11%) y Anthocoridae (7%) (Cuadros 14 y 15).

Las 15 familias indicadas en los cuadros 14 y 15 para algodónero Bt y convencional conjuntamente conformaron el 86 y 82% de todos los especímenes colectados, respectivamente. Las restantes familias presentaron poblaciones muy bajas, de manera que conjuntamente englobaron el 14 y 18% de todos los especímenes identificados en ambos tipos de algodónero.

La abundancia de la mayoría de las familias fue alta al final del ciclo del cultivo en algodónero convencional; pero en algodónero Bt las densidades más altas ocurrieron en la época intermedia del ciclo del cultivo. Sin embargo, los cicadélicos (chicharritas) fueron más abundantes al final de la temporada en ambos tipos de algodónero.

A pesar de que se observó una tendencia a presentar mayor número de insectos en algunas familias y en el total de la temporada en el algodónero convencional, no se detectaron diferencias estadísticamente significativas entre

ambos tipos de algodónero ($P > t = 0.12 - 0.89$), excepto en la familia Agromyzidae, la cual fue significativamente más abundante en algodónero Bt ($P > t = 0.04$) (Cuadro 16).

En esta región destacan las familias Cicadellidae y Thripidae, las cuales presentan a las especies fitófagas *Empoasca fabae* y *Thrips tabaci* constituidas en plagas de importancia económica. Es importante indicar que no se encontraron especímenes de la familia Aleyrodidae a la que pertenece la mosca blanca, *Bemisia tabaci*.

Cuadro 14. Promedio de insectos por 30 golpes de las 15 familias más abundantes en algodónero transgénico, durante el ciclo completo del cultivo en Chihuahua, durante el 2016.

Familia	Transgénico	
	Promedio	%
Cicadellidae	15.3	19.17
Agromyzidae	15.3	19.17
Miridae	10.7	13.33
Anthocoridae	8.0	10.00
Dolichopodidae	3.7	4.58
Muscidae	2.0	2.50
Eulophidae	2.0	2.50
Encyrtidae	2.0	2.50
Lygaeidae	1.7	2.08
Braconidae	1.7	2.08
Thripidae	1.3	1.67
Chrysopidae	1.3	1.67
Tephritidae	1.3	1.67
Membracidea	1.0	1.25
Aeolothripidae	1.0	1.25
Restantes 22 familias	12.0	13.8
Total	80.0	100.0

Cuadro 15. Promedio de insectos por 30 golpes de las 15 familias más abundantes en algodónero convencional, durante el ciclo completo del cultivo en Chihuahua, durante el 2016.

Familia	Convencional	
	Promedio	%
Cicadellidae	50.7	26.71
Thripidae	29.7	15.64
Miridae	21.3	11.25
Anthocoridae	13.7	7.21
Muscidae	5.7	2.99
Chloropidae	5.7	2.99
Agromyzidae	5.3	2.81
Lygaeidae	4.3	2.28
Chrysopidae	3.7	1.93
Chrysomelidae	3.0	1.58
Apidae	3.0	1.58
Hybotidae	2.7	1.41
Membracidea	2.3	1.23
Tephritidae	2.3	1.23
Braconidae	2.3	1.23
Restantes 40 familias	34.3	18.1
Total	190.0	100.0

Cuadro 16. Resultados de la prueba de t para el número de insectos de las 15 familias mas abundantes en el algodnero convencional y transgénico (Bt) de Chihuahua, durante el 2016.

Familia	Valor de t	Pr > (t)
Agromyzidae	-2.98	0.0406
Anthocoridae	0.44	0.6865
Braconidae	0.15	0.8865
Chloropidae	1.39	0.2999
Chrysomelidae	1.04	0.3840
Chrysopidae	0.72	0.5103
Dolichopodidae	-0.15	0.8927
Cicadellidae	-0.43	0.7067
Hybotidae	0.31	0.7732
Lygaeidae	1.25	0.2869
Miridae	1.09	0.3464
Muscidae	2.01	0.1255
Thripidae	0.49	0.6637
Membracidae	1.66	0.2384
Apidae	1.41	0.2307
Total	1.00	0.3755

V. CONCLUSIONES

Con base en los resultados obtenidos se puede concluir lo siguiente:

Se determinaron 10 órdenes de insectos: Hemiptera, Thysanoptera, Neuroptera, Coleoptera, Diptera, Lepidoptera, Hymenoptera, Odonata, Orthoptera e Isoptera. El orden Hemiptera fue el más abundante, seguido por Diptera, Thysanoptera e Hymenoptera.

Los insectos colectados en ambos tipos de algodónero durante todo el ciclo del cultivo pertenecieron a 61 familias. Se encontraron 55 y 37 familias de insectos en algodónero convencional y Bt, respectivamente.

En algodónero Bt las familias más abundantes en orden de mayor a menor fueron: Cicadellidae (chicharritas verdes), Agromyzidae (moscas minadoras), Myridae (chinches lygus) y Anthocoridae (chinches piratas). Las familias más abundantes en algodónero convencional fueron: Cicadellidae, Thripidae (trips), Myridae y Anthocoridae.

Con base en los valores de los índices de Simpson, Shannon-Wiener y Margalef, existe una alta diversidad entomofaunística en el agroecosistema del algodónero en Chihuahua.

VI. RECOMENDACIONES

En esta región destacan las familias Cicadellidae y Thripidae, las cuales presentan a las especies fitófagas *Empoasca fabae* y *Thrips tabaci* constituidas en plagas importantes. Es importante indicar que no se encontraron especímenes de la familia Aleyrodidae a la que pertenece la mosca blanca, *Bemisia tabaci*.

Se considera que las siguientes familias de insectos: Cicadellidae (chicharritas verdes), Thripidae (trips), Chrysomelidae (diabroticas), Miridae (chinchas lygus), Aphididae (pulgones) y Pentatomidae (chinchas apestosas), cuyas especies representativas indicadas no son afectadas por las toxinas del algodón Bt, las cuales estuvieron presentes en poblaciones altas o bajas en Chihuahua, requieren mayor atención tanto en aspectos de generación de información básica y aplicada para su manejo, como en capacitación de técnicos y productores en su manejo integrado.

Las densidades de especies de insectos plaga lepidópteros de la familia Noctuidae, tales como el gusano bellotero, *Helicoverpa zea*, gusano tabacalero *Heliothis virescens*, gusano soldado *Spodoptera exigua* y gusano cogollero *S. frugiperda* fueron muy bajas y la familia Gelechiidae a la que pertenece el gusano rosado *Pectinophora gossypiella*, no se detectó, por lo que no constituyen un problema económico en el estado.

Con respecto a las familias Anthocoridae (chinchas piratas) y Chrysopidae (crisopas verdes), representadas por especies benéficas depredadoras, Eulophidae, Brachonidae y Encyrtidae, constituidas por especies benéficas de avispas parasíticas, requieren mayor énfasis en acciones de investigación enfocadas a su conservación e incremento en el agroecosistema del algodón en Chihuahua.

VII. LITERATURA CITADA

- Acosta, G. A. 1992. Control biológico de ácaros tetranychidae. *Agronomía colombiana*. 9(2):202-206.
- Agro-bio. (2005). *Algodón genéticamente modificado*. Bogotá, D.C., Colombia. Copyright agro-bio. pg.49.
- Ali, M. and M.A. Ewiess. 1977. Photoperiodic and temperature effects on rate of development and diapause in the green stink bug, *nezara viridula* L. (heteroptera: pentatomidae). *zeitschrift für angewandte entomologie*. 84:256–264.
- Andreas, s.c. 1996. Muestreo de moscas blancas. Metodología para el estudio manejo de moscas blancas y geminivirus. *catie. turrialba, costa rica*. 133 p.
- Aramendiz H., Espitia M. M., Isaza M. (2010). *Progreso genético del algodónero (gossypium hirsutum L.) en Colombia*. vol. 15:(1). pg.10.
- Avilés, G. M. 1997. Distribución vertical de mosquita blanca *bemisia tabaci* (homóptera: aleyrodidae) en tomate. Tesis de maestro en ciencias. universidad autónoma de Sinaloa. Facultad de agronomía. Culiacán, rosales, Sinaloa. 140 p.
- Bayer Crop science. 2012a. *Aphis gossypii* Glov. *Bayer Crop science*. <http://www.bayercropscience.com> (07 Junio 2017).
- Bayer Cropscience., (2016). *Solicitud de permiso de liberación al ambiente de algodón glytol® twinlink™ - glt (ghb614 x t304-40 x ghb119; oecd: bcsghøø2- 5 x bcs-ghøø4-7 x bcs-ghøø5-8) en etapa experimental*, en la región agrícola valle de Mexicali, B.C. - San Luis río colorado, son., ciclo pv-2017. México.pg.285.
- Beasley C. A. and Adams C. J. 1995. Effects of irrigation, irrigation timing and cotton boll burial on extent and patterns of pink bollworm spring emergence. *Southwestern entomologist*. 20(1): 73- 106.
- Blanco, C. A., A.P. Terán V., C.A. Abel, M. Portilla, M.G. Rojas, J. A. Morales R. and G.L. Snodgrass. 2008. Plant host effect on the development of *heliiothis virescens* f. (lepidoptera: noctuidae). *Environ entomol*. 37(6):1538-1547.
- Boletín nº8., (2005). *El sector del algodón y la industria textil*. ed. ideas/observatorio corporaciones trasnacionales. pg.57.
- Bolland, H.R., J. Gutiérrez and CH.H.W. Fletchmann. 1998. World catalogue of the spider mite family (acari: tetranychidae). *Koninklijke brill nv, leiden, ne*. 392 p.

- Bonacic Kresic, I., Fogar M., Guevara G., Simonella m., (2010). *Algodón manual de campo*. (ed. marzo de 2010). Pg. 79.
- Bravo M., E. 1996. Evaluación del parasitismo natural de mosca blanca en los valles centrales de Oaxaca. in: Memorias del XIX congreso nacional de control biológico. Noviembre de 1996. Culiacán, Sinaloa.
- Bravo M., E. 2004. Control biológico de plagas en hortalizas en los valles centrales de Oaxaca. Folleto técnico no. 5. Inifap-Cirpas-C.E. Valles centrales de Oaxaca. Sto. Domingo barrio bajo, Etla, Oaxaca, México. 26 p.
- Buehler R. E., Monsanto Company, St. Louis, Missouri, EE.UU., (1993). *El desarrollo de algodón transgénico que contenga un gen del Bt para el control de las plagas lepidópteras*. https://www.icac.org/cotton_info/tis/biotech/documents/.Pg. 6.
- Burke H.R., W.E. Clark, J.R. Cate and P.A. Fryxell. 1986. Origin and dispersal of the boll weevil. *Bulletin of the Entomological Society of America*. 32(4):228-238.
- Butler G.D., Jr. and A.G. Hamilton. 1976. Development time of *heliiothis virescens* in relation to constant temperature. *Environ. Entomol.* 5:759-760.
- Byrne, D.N. and T.S. Bellows Jr. 1991. Whitefly biology. *Annual review of entomology*. 36:431-457.
- CABI. (Cab International- Centre for Agricultural Bioscience International). 2017. *Pectinophora gossypiella* (Pink Bollworm). en línea: <http://www.cabi.org/isc/datasheet/39417> fecha de consulta 07 de Junio de 2017.
- CABI. 2001. *Crop protection compendium 2001*. CABI. Publishing. wallingford, Uk.
- CABI. Crop Protection. 2012. Datasheet for: *Lobesia botrana* global module 2nd Edition. Cab International. <http://www.cabi.org/cpc/> (07 de Junio de 2017).
- Calvitti, M. 2000. Caratterizzazione Biologica Ed. Ecologica di due acari (*tetranychus urticae* e *phytoseiulus persimilis*). *Interagenti in alcuni ecosistemi agrari*. Inn-Bioagr- Eco. Italia. 44 p.
- Capinera, J.L. 2009. Melon aphid or cotton aphid. Publication number eeny-173. *University of florida*. <http://entnemdept.ufl.edu> (2 de diciembre de 2012).
- Carrillo S. R., Carvajal M. T., Valarezo C. O., Cañarte B. E., Mendoza G. A., Mendoza Z. H., Hinostroza G. F., Motato A. N., Moreira G. P. y Ponce F. J. 2010. Manual de buenas prácticas agrícolas y estimación de costos de producción para cultivos de ciclo corto

- en Manabí. Portoviejo, Ecuador: INIAP, Estación experimental Portoviejo, Núcleo de transferencia y comunicación. (Manual no. 84). 139 p.
- Castillo, R.P. 1988. Plagas del cultivo del algodón: Hábitos y tipos de daños. Fonaiap divulga. 30:18-20.
- Cervantes M., J.F. 1991. Insectos chupadores y minadores que afectan hortalizas. in: Plagas de Hortalizas y su manejo en México. centro de entomología y acarología. Colegio de postgraduados y sociedad mexicana de entomología. México. pp. 1-19.
- CIBIOGEM, 2017. Informe anual de la situación general sobre la bioseguridad en México. cibiogem.pg.30.
- CIBIOGEM.,2011. *Manejo de la resistencia asociada al cultivo de organismos genéticamente modificados en México: el caso del algodón*. México D.F. México., bioseg-2011-1 (1). pg.6.
- Comité Estatal de Sanidad Vegetal Guanajuato (CESAVEG). 2013a. ficha Técnica *diabrotica balteata* le conte.2 p.
- CONABIO. Sistema de Información de Organismos vivos Modificados (SIOVM). proyecto gef-cibiogem de bioseguridad. pg.16.
- Cook, A. K. and R. Weinzierl. 2004. Corn earworm (*helioverpa zea*). University of Illinois, Department of Crop sciences. Insect fact sheet. 2 p.
- Cortez M., E., N.M. Barcenas O., J.L. Martínez C., J.L. Leyva V., J. Vargas C. y L.A. Rodríguez del B. 2004. Parasitismo de *Catolaccus grandis* y *Catolacus hunteri* (Hymenoptera-Pteromalidae) sobre el picudo del algodón (*anthonomus grandis* bohemian). Agrociencia. 38:497-501.
- Cross, W.H., M.J. Lukefahr, P.A. Fryxell and H.R. Burke. 1975. Host plants of the boll weevil. Environ. Entomol. 4(1):19-26.
- Sánchez-Cuevas, M. C. 2003. *Bioteconología y desventajas para la agricultura*. Departamento de Agronomía, Escuela de Ingeniería Agronómica, Núcleo de Monagas, Universidad de Oriente, Maturin, 6201, estado de Monagas. 3 (1): 1-11.
- Delta and Pine Land., 2002. *Guía de manejo para algodón*. Copyright 2002. Delta and pine land company.pg.64.

- El-Amin E. T. M. and Ahmed M. A. 1991. Strategies for integrated cotton pest control in the Sudan. 1- Cultural and legislative measures. *Insect science and its application*. 12(5-6): 547-552.
- EPPO. 2013. Database on quarantine pests (available online). PQR – EPPO. <http://www.eppo.int>.
- Fernández Aguirre, H., 2001. *Panorama económico del algodón en México. evolución de la siembra y la problemática del TLC en la comercialización*. revista mexicana de Agronegocios, vol. v, núm. 8, enero-junio, 2001. Sociedad mexicana de administración agropecuaria A.C. Torreón, México. Pg.13.
- Ferro, D. N. and. E.E. Southwick. 1984. Microclimates of small arthropods: estimating humidity within the leaf boundary layer. *Journal of environ. Entomol.* 13:926-929.
- Fira., 2016. panorama agroalimentario. Algodón 2016. pg.30.
- Flores de la R. N. 1998. Dinámica poblacional, incidencia de larvas, periodo crítico y daño del gusano rosado *pectinophora gossypiella* (saunders) en el valle de Juárez, chihuahua. Tesis de Licenciatura Universidad Autónoma agraria "Antonio Narro" División de Agronomía. saltillo, Coahuila, México. 50 p.
- Flores zarate M., Pérez Mendoza C., Tovar Gómez Ma. del R., Vázquez Ortiz R., Mijangos Cortez J. O., Obispo González Q., Tivitas fuentes I., Pedraza Santos M. E., 2013. *Jardín botánico de especies silvestres de algodón "ixcal"* inifap. mx-0241793-02-07-32-13-03. gro., México. pg.2.
- Frisbie R. E., El-Zik K. M., and Wilson L. T. 1989. The future of cotton IPM. Integrated pest management systems and cotton production New York, EE. UU; John Wiley and Sons, Inc., 413-428.
- Fuente:<http://www.monografias.com/trabajos14/algodon/algodon.shtml>.(7/06/17).Generalidades del cultivo del algodnero.pg.1.
- Fye, R.E. and C. Mc. Ada W. 1972. Laboratory studies on the development, longevity, and fecundity of six lepidopterous pests of cotton in Arizona. U.S. Department of agriculture. Technical bulletin 1454. 73 p.
- García, Q. J. R. 2010. Estudio de evaluación de la efectividad biológica de movento® para el combate de ninfas de mosca blanca (*bemisia* sp.) y su fitocompatibilidad en

tomate saladette bajo agricultura protegida. Mosca blanca informe. Bayer Cropscience. Culiacán sin. México 8 p.

Giraldo Ávila G., 2003. *Manejo integrado de plagas*. Centro internacional de agricultura tropical. CIAT. Proyecto comunidades y cuencas. pg.1.

Giraldo Ávila G., 2003. *Manejo integrado de plagas*. Centro internacional de agricultura tropical. CIAT. Proyecto comunidades y cuencas. pg.2.

Gómez G. L. A., Flórez D. E., 2005. *Estudio comparativo de las comunidades de arañas (Araneae) en cultivos de algodón convencional y transgénico*. Acta biol. Colomb., Volumen 10, Número 1, p. 93-94, 2005. ISSN electrónico 1900-1649. ISSN impreso 0120-548X. En el departamento del Tolima, Colombia.

Hardwick, D.F. 1965. The corn earworm complex. Memoirs. Entomological Society of Canada. 40:247.

Hartstack A.W., Jr., J.P. Hollingsworth, R.L. Ridgeway, and J.D. Lopez. 1976. Mothzv-2: a computer simulation of *heliopsis zea* and *virescens* population dynamics. User manual. U.S.D.A. 127.

Henneberry T. J. and S. E. Naranjo. 1998. Integrated management approaches for pink bollworm in the southwestern United States. Integrated pest management reviews. 3: 31-52.

Hernández L., R., U. Nava C. y M. Ramírez D. 1997. Identificación de parasitoides y niveles de parasitismo sobre la mosquita blanca de la hoja plateada, *bemisia argentifolii* bellows & perring, en melón en la comarca lagunera. Memoria del XX congreso de control biológico. p. 94-96.

Herrera Andrade J. L., Guzmán Ruiz S. de C., Loza Venegas E., 2010. *Guía para producir algodón en el valle de Mexicali, B. C., y San Luis rio colorado, Son.* Instituto Nacional de Investigación, Forestal, Agricultura y Pecuaria. Mexicali, Baja California, México. Cemexi. pg.4.

Herrera Andrade J. L., Guzmán Ruiz S. de C., Loza Venegas E., 2010. *Guía para producir algodón en el valle de Mexicali, B. C., y San Luis rio colorado, Son.* Instituto Nacional de Investigación, Forestal, Agricultura y Pecuaria. Mexicali, Baja California, México. Cemexi. pg.40.

[Http://canales.hoy.es/canalagro/datos/herbaceos/industriales/algodon.htm\(8/06/17\)](http://canales.hoy.es/canalagro/datos/herbaceos/industriales/algodon.htm(8/06/17))

- [Http://www.agroes.es/cultivos-agricultura/cultivos-herbaceos-extensivos/algodón/475-algodón/475-algodón-clima-y-suelo-necesidades-y-exigencias\(8/06/17\)](http://www.agroes.es/cultivos-agricultura/cultivos-herbaceos-extensivos/algodón/475-algodón/475-algodón-clima-y-suelo-necesidades-y-exigencias(8/06/17)).
- [Http://www.cofupro.org.mx/cofupro/publicacion/archivos/penit72.pdf](http://www.cofupro.org.mx/cofupro/publicacion/archivos/penit72.pdf).8/06/17 pg.85.
- <http://www.fao.org/docrep/T1147S/t1147s0l.htm> (08/06/17).
- [Http://www.infoagro.com/herbaceos/industriales/algodon.ht](http://www.infoagro.com/herbaceos/industriales/algodon.ht). (8/06/17).
- <http://www.monografias.com/trabajos14/algodon/algodon.shtml>.(7/06/17).generalidades del cultivo del algodonoero.pg.4.
- [Http://www.tdx.cat/bitstream/handle/10803/6488/04capitulo4.pdf](http://www.tdx.cat/bitstream/handle/10803/6488/04capitulo4.pdf);jsessionid=ad0809c163164e100d32dfad1895d41d?sequence=5. 8/06/17.pg.1.
- [Https://alojamientos.uva.es/guia_docente/uploads/2013/427/52020/1/documento31.pdf](https://alojamientos.uva.es/guia_docente/uploads/2013/427/52020/1/documento31.pdf).12/06/17.pg.1.
- [Https://es.scribd.com/doc/20086032/monografia-del-algodon#](https://es.scribd.com/doc/20086032/monografia-del-algodon#)(12/06/17). pg.5
- [Https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/170137/09_plagas_del_algodonero.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/170137/09_plagas_del_algodonero.pdf). 12/06/17.pg.53.
- [Https://www.gob.mx/snics/acciones-y-programas/algodon-gossypium](https://www.gob.mx/snics/acciones-y-programas/algodon-gossypium).12/09/2017.pg.12.
- Información sobre *nezara viridula*. *Agrologica*. [Http://www.agrologica.es/informacion-plaga/chinche-verde-pudenta-nezara-viridula](http://www.agrologica.es/informacion-plaga/chinche-verde-pudenta-nezara-viridula) (13 Junio 2017).
- Insectario Digital. 2013a. Pulgón negro. *Insectario digital* [Http://biblioteca.duoc.cl/bdigital/insectario_digital](http://biblioteca.duoc.cl/bdigital/insectario_digital) (15 de Junio de 2017).
- Irwin M. E., Gill R. E. and Gonzalez D. 1974. Fiel-Cage Studies of Native Egg Predation of the pink bollworm in southern California Cotton. *J. Econ. Entomol.* 67: 193-196.
- Junta Local de Sanidad Vegetal Valle del Yaqui (JLSVVY). 2012. Picudo del algodonoero. *sagarpa-inifap-pieaes*. [Http://www.jlsvyaqui.org.mx/picudo.htm](http://www.jlsvyaqui.org.mx/picudo.htm) (13 Junio 2017).
- Kersting U., S.S. and N. Uygun. 1999. Effect of temperature on development rate and fecundity of apterous *aphis gossypii* glover (hom. aphididae) reared on *gossypium hirsutum* l. *Journal of applied entomology.* 123:23-27.
- Lima., 1998. (SENASA), Servicio Nacional de Sanidad Agraria. Monitoreo preventivo del picudo mexicano del algodonoero (*anthonomus grandis* bohemán). Manual del sistema de trampeo. pg.5.

- Lobos E., 2003. *Evaluación de la fauna benéfica en cultivos de algodón convencional y transgénicos con expresión de la toxina del bacillus thuringiensis b.* INDEAS-Facultad de Agronomía y Agroindustrias-UNSE. Av. Belgrano 1912- 2003. Santiago del Estero- Argentina. e-mail ealobos@gmx.net.Pg.5.
- Loera G. J., Rosales R. E. 2015. *Guía para cultivar algodón en el norte de Tamaulipas.* México: print house.no.mx-0-310305-02-03-13-10-26 isbn: 978-607-37-0421-2 pg.57.
- Loera G., J., M.A. Reyes R. y J.L. López A. 2008. Moplejo *heliiothis virescens* y *helicoverpa zea* (lepidoptera: noctuidae). *in*: Arredondo B., H.C. y L.A. Rodríguez del B. (eds.), Casos de control biológico en México. Mundi prensa, México, d. f. pp. 57-74.
- Lomelí F., J.R., R. Peña M., N. Villegas J. y A. G. Trejo L. 2008. Pulgón del melón y algodón, *aphis gossypii* (hemiptera: ahipidae), *in*: arredondo b., h. C. y L. A. Rodríguez del B. (eds.), casos de control biológico en México. mundi prensa, México, D.F. pp.137-154.
- Luna A., ángel M. *Análisis de clúster textil en el Perú.* Sistemas de bibliotecas y biblioteca central de la unmsm. Documento elaborado por luna a. pg.55. (13/06/17).
- Manessi, O. 1997. *Anthonomus grandis* bohemian, El picudo mexicano del algodnero –La super plaga. Santa Fé, argentina. 594p.
- Márquez H. C., Santana S., Ávila V., García J. L., Preciado P., and Moreno A. (jun. 2014.) Entomofaunistic diversity in a transgenic cotton (*gossypium hirsutum* l.) *Southwestern entomologist*, 39(2):317-326. doi: 10.3958/059.039.0209
- Martin P, P.D. Lingren, G.L. Greene and E.E. Grissell. 1981. The parasitoid complex of three Noctuids (lep.) In a northern florida cropping system: seasonal occurrence, parasitization, alternate hosts, and influence of host-habitat. *Entomophaga*. 26:401-419.
- Martín P. L., transgénicos: la realidad, genética UAB. <http://bioinformatica>.
- Martínez C. J.L., 2011. *Guía para el manejo de plagas del algodnero en el sur de sonora.* México: Itson. Isbn: 978-607-7846-50-5. pg.20.
- Martínez C. J. L., Tendencias del algodnero en México. INIFAP. Cd. Obregón, Sonora. México. pg.5

- Martínez C. J. L., 2004. *Evolucion del algodón transgenico en mexico*. INIFAP. Norman borlaug km. 12, Cd. Obregón, Sonora. Noviembre 18 y 19 de 2004. Mexicali, b.c.pg.4 y 5.
- Martínez C. J. L., Pacheco Covarrubias J. J., Hernández Jasso A., 2002. Manejo integrado de plagas del algodnero en el sur de Sonora, México. INIFAP. Campo experimental Valle del Yaqui Ciudad obregón, sonora, México. Mayo de 2002. Cevy. pg.4.
- Martínez C. J.L., J.J. Pacheco C. y A. Hernández J. 2002. Manejo integrado de plagas del algodnero en el sur de sonora. folleto técnico no 46. INIFAP-CIRNO. Campo experimental valle del yaqui. ciudad obregón, Sonora, México. 69 p.
- Martínez C. J.L., 1993. Monitoreo de mosquita blanca *bemisia tabaci* gennadius (homóptera: eleyrodidae) con trampas amarillas y distribución vertical de sus estados inmaduros en soya. Memoria XXVIII congreso nacional de entomología. Cholula, Puebla.
- Mau, F.F.L., and J.L. Martin K. 2007d. *Tetranychus cinnabarinus* (boisduval). *Crop knowledge master*. [Http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop](http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop) (14 de junio de 2017).
- Mau, R.F.L. and J.L Martin K. 2007b. *Peridroma saucia*. *Crop knowledge master*. [Http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop](http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop) (13 de Junio de 2017).
- Mau, R.F.L. and J.L. Martin K. 1992a. *helicoverpa zea* boddie. *Crop knowledge master*. [Http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop](http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop) (13 de Junio de 2017).
- Meier U., 2001. *Estadios de las plantas mono-y Dicotyledóneas*. BBCH. Monografiaprof. (2da ed.). pg.149.
- Muller A. J., Sharma R. K., Reymolds H. T. and N. C. To-Scano. 1974. Effect of crop rotation on emergence of over-wintered pink bollworm populations in the imperial valley, California. *J. Econ. Entomol.* 67: 227-228.
- Naandanjain irrigation ltd, 2014. Algodón. Post Naan 7682900, Israel. www.naandanjain.com.pg.8.
- Naranjo E., S., L.A. Cañas y P.C. Ellsworth. 2004. Mortalidad de *bemisia tabaci* en un sistema de cultivos múltiples. *Horticultura internacional* no. 43. 21 p.
- Nava C., U. 1987. Efecto de la época de desvare y barbecho del algodnero en la emergencia invernante del gusano rosado, *pectinophora gossypiella* (saunders). Caelala, informe de investigación en algodnero, 1987. p. 65-76.

- Nava C., U. 2000. Manejo integrado de plagas del algodnero. Memorias del III curso regional de aprobaci3n y actualizaci3n en control de plagas del algodnero. uaaan-ul, Torre3n, Coah., M3xico. p. 172-188.
- Nava C., U. y K. F. Byerly M. 1990. Predicci3n de la fenolog3a de las principales plagas del algodnero, mediante acumulaci3n de unidades calor. Celala, Inifap. Publicaci3n especial no. 32. p. 55-69.
- Nava C., U., D.G. Riley and M.K. Harris. 2001. Temperature and host plant effects on development, survival, and fecundity of *bemisia argentifolii* (homoptera: aleyrodidae). Environ. Entomol. 30(1):55-63.
- Nava Camberos U., Ram3rez delgado M., Mart3nez Carrillo J.L. *Manejo integrado de plagas en algodnero convencional y transg3nico*. ¹Celala, Cirnoc-Inifap, km. 17.5 Carr. Torre3n-Matamoros, Matamoros, Coah. M3xico. ²Cevy, Cirno-Inifap, Norman Borlaug km. 12, Cd. Obreg3n, Son. M3xico.
- Nava-Camberos U., 3vila-Rodr3guez V. y J. L. Mart3nez-Carrillo. 2010. Monitoring of the pink bollworm1 susceptibility to the *bacillus thuringiensis* endotoxins cry1ac y cry2ab in M3xico. Southwestern entomologist. 35 (3): 425-429.
- Navarro R., Guti3rrez M., Alfonzo N., Pi3ango L., 2010. *Cultivo del algod3n en las zonas de vega del r3o orinoco y sus afluentes*. Maracay, ve, instituto nacional de investigaciones agr3colas. Pg.73.
- Navarro, R. 2000. Plagas del algodnero en venezuela. *fonaiap-ceniap*. [Http://www.plagas-agricolas.info.ve/artropodoareaagricola](http://www.plagas-agricolas.info.ve/artropodoareaagricola) (14 de Junio de 2017).
- Nezara viridula* L. Udec [Http://www2.udec.cl/entomologia](http://www2.udec.cl/entomologia) (14 Junio 2017).
- Orphanides G. M., Gonzales D. and Bartlett B. R. 1971. Identification and evaluation of pink bollworm predation in southern California. J. Econ. Entomol. 64, 421-3.
- Ott, L. 1988. An Introduction to Statistical Methods and Data Analysis. 3rd ed. PWS-Kent Publishing Co., Boston, MA.
- Pacheco, M. F. 1994. Plagas de los cultivos oleaginosos en M3xico. Sagar, Inifap, Circo. Cd. Obreg3n, Son., M3xico, libro t3cnico n33. 600 p.
- Palem3n, T. A. S/F. Ficha T3cnica gusano rosado, *pectinophora gossypiella* (saunders).en l3nea:Senasica.gob.mx/includes/asp/download.asp?iddocumento=21937&idurl=4107
6. Fecha de consulta 14 de junio de 2017.

- Palemón, A.T. 2011. Ficha Técnica picudo del algodnero *anthonomus grandis* boehman. Senasica-dgsvg. México. 9 p.
- Palomo, R. M., Godoy Á. S., Samoza M. M., Barraza R. T., Corral días b. (2003). Desvare y barbechos tempranos: Practicas para reducir los problemas de plagas. (2da ed.). Inifap. Fundación produce chihuahua, pg.6.
- Parencia, Jr., C.R. 1978. One hundred twenty years of research on cotton insects in the United States. Agriculture handbook no. 515. United States department of agriculture, agricultural research service. 79 p.
- Pérez, M.C., Tovar, G. M. del R., Obispo, G. Q., Legorreta, P. F. de J., Ruiz, C. J., a. 2016. *Recursos genéticos del algodón en México: conservación ex situ, in situ y su utilización* revista mexicana de ciencias agrícolas, vol. 7, núm. 1, enero-febrero, 2016, pp. 5-16. INIFAP Estado de México, México. Pg. 6.
- Pérez, S. L., (14/06/17). *Fenología de la planta del algodnero*. Red de estaciones meteorológicas del estado de sonora. Pieaes-INIFAP-fps. Generalidades. <http://www.oeidrus-bc.gob.mx/sispro/algodonbc/descargas/FENOLOG%C3%8DA.pdf> . pg.9
- Perlak F. J., Oppenhuizen M., Gustafson K., Voth R., Sivasupramaniam S., Heering D., Carey B., Ihrig R. A. and Roberts J. K. 2001. Development and commercial use of bollgard cotton in the EE. UU. Early promises versus today's reality. Plan journal. 27(6): 489-501.
- Qui, F. and Q. S. Li. Biology and population dynamics of *tetranychus cinnabarinus* (boisduval) on cotton. Insect knowledge. 25:333-338.
- Quiñones, P. F. J., Galván, L. R., Báez, I. F., 2000. *Tecnología de producción de algodón en la región centro sur del estado de chihuahua*. folleto para productores n° 4, (ed. Cedel). Abril 2000. pg.22.
- Ramírez D., M. y U. Nava C. 2000. Plagas insectiles asociadas al cultivo del algodnero. Memorias del III curso regional de aprobación y actualización en control de plagas del algodnero. uaaan-ul, Torreón, Coahuila, México. p. 154-167. Recorderdocs/s_june_1993_3.pdf.Pg.4.

- Regev, S. and W.W. Cone. 1980. The monoterpene citronellol, as a male sex attractant of the twospotted spider mite, *tetranychus urticae* (acarina: tetranychidae). *Journal of environ. Entomol.* 9:50-52.
- Reyes R., M.A., J. Loera G. and J.I. López A. 2010. Modifications to the process of mass production of parasitoids *catolaccus grandis* and *catolaccus hunteri*. *Agronomía mesoamericana.* 21(1):95-101.
- Rivas W. C. Plantas y cultivos transgénicos. Documento elaborado por Rivas Wagner C. (14/06/17). pg.48.
- Roach, S.H. 1975. *Heliothis spp.* Larvae and associated parasites and diseases on wild host plants in the pee dee area of south Carolina. *Environ. Entomol.* 4:725-728.
- Roques, A. 2006. *Aphis gossypii. delivering alien invasive species inventories for europe.* [Http://www.europe-aliens.org/pdf/aphis_gossypii.pdf](http://www.europe-aliens.org/pdf/aphis_gossypii.pdf). (15 de Junio de 2017).
- SAGARPA. (Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación), 2012. *Potencial productivo de especies agrícolas de importancia socioeconómica en México.* ISBN. 978-607-425-766-3. pg.140.
- SAGARPA., 2014. *Análisis de la cadena de valor en la producción de algodón en México.* ISBN. 978-92-5-308239-1. e- ISBN. 978-92-5-308240-7. México D.F. México, 2014. pg.57.
- Sánchez A., J. 2000. Situación actual de la campaña contra las plagas del algodón en la región lagunera. *Memorias de la 7a reunión anual del Conacofi.* Puebla, Pue. p: 146-147.
- Santana E. S., Ávila R. V., Castañeda G. G., de la Cruz L. E., García de la P. C., Romero M. U. and Márquez H. U., (Mar. 2015). Entomofauna presente en algodón (*gossypium hirsutum* l.) genéticamente modificado en zonas productoras de México. *Southwestern entomologist*, 40(1):151-160. 2015. pg.151.
- SENASA. (Servicio Nacional de Sanidad Agroalimentaria). 2010d. *Nezara viridula* l. Senasa. <http://www.sinavimo.gov.ar> (15 de Junio de 2017).
- SENASICA. (Servicio Nacional de Sanidad Inocuidad y Calidad Agroalimentaria). 2011a. Picudo del algodón *anthonomus grandis* boheman. Dirección general de sanidad vegetal. 9 p.

- SENASICA-DGSV. 2016. Gusano rosado del algodón, *pectinophora gossypiella* (saunders). Servicio nacional de sanidad, inocuidad y calidad agroalimentaria- dirección general de sanidad vegetal- centro nacional de referencia fitosanitaria- grupo especialista fitosanitario. ficha técnica. Tecámac, México. 11-16 p.
- SENASICA-USDA. S/F. Protocolo del programa binacional de supresión/erradicación del gusano rosado y picudo del algodnero (México-estados unidos). 7 p.
- Serrano, S.M. 2012. Gusano bellotero o *heliiothis virescens* insecto mortal que consume el algodón. [Http://croplifela.org/index.php/es/plaga-del-mes?id=167](http://croplifela.org/index.php/es/plaga-del-mes?id=167) (15 de Junio de 2017).
- Solleiro, R. J. L., Mejía, C. A. O., 2016. *Cadena de valor en la producción de algodón en méxico: los desafíos del mercado global*. 21° encuentro nacional sobre desarrollo regional en México. Mérida, Yucatán del 15 al 18 de noviembre de 2016. Amecider – itm. pg.33.
- Sosa María a.; Almada Melina s.; Vitti Daniela e. (2011). *Artrópodos en cultivos de algodón genéticamente modificados en el norte santafesino*. inta eea reconquista msosa@correo.inta.gov.ar ; 2 cepave, conicet-unlp; 3 inta eea reconquista.Pg.3-4.
- Squitier, J.M. 2010. Southern green stink bug, *nezara viridula* (linnaeus). Publication no. Eeny-016. University of florida. Gainesville, florida. 7 p.
- Sudbrink, D.L. and J.F. Grant. 1995. Wild host plants of *helicoverpa virescens* (lepidoptera: noctuidae) in eastern tennessee. Environ. Entomol. 24:1080-1085.
- Tello M, V., R. Vargas M. and J. Araya C. 2009. Parámetros de vida de *tetranychus cinnabarinus* (acari: tetranychidae) sobre hojas de clavel, *dianthus caryophyllus*. Rev. Colomb. Entomol. 35(1):47-51.
- Terán V., A.P. 2011a. Ficha Técnica picudo del algodnero *anthonomus grandis* bohemán. SENASICA, DGSV-SAGARPA. México, D.F. 9 p.
uab.cat/base/documents/genetica_gen/portfolio/trasg%c3%a9nicos2016_6_2p9_16_15.pdf pg.10.(08/06/17).
- UC. 2015. University of california. 2015. UC. Pest Management Guidelines. Cotton: pink bollworm. UC. ipm en línea: [Http://www.ipm.ucdavis.edu/](http://www.ipm.ucdavis.edu/). fecha de consulta 15 de junio de 2017.
- UDEEC. 2013. *Nezara viridula* l. UDEEC. [Http://www2.udec.cl/entomologia](http://www2.udec.cl/entomologia) (15 Junio 2017).

- UNCTAD 2013b. Cotton. Crop. Market information in the commodities areas. [Http://r0.unctad.org/infocomm/anglais/cotton/crop.htm](http://r0.unctad.org/infocomm/anglais/cotton/crop.htm). Fecha de consulta: 15/06/17.
- Urretabizkaya N., Vasicek A. y Saini E. 2010. Insectos perjudiciales de importancia agronómica i. lepidópteros. *Pectinophora gossypiella* "lagarta rosada del algodón". Ediciones Inta. Buenos Aires. 77 p.
- Van Den Bosch, R. and Hagen, K. S. 1966. Predaceous and parasitic arthropods in California cotton fields. *California Agricult. Exp. Stn. Bull.* 820, 32pp.
- Venette R. C., Naranjo S. E. and W. D. Hustchison. 2000. Implications of larval mortality at low temperatures and high soil moistures for establishment of pink bollworm (Lepidoptera: Gelechiidae) in southeastern United States cotton. *Environ. Entomol.* 29(5): 1018-1026.
- Vennila S., Biradar V. K., Sabesh M. and O. M. Bambawale. 2007. Know your cotton insect pests: spotted and spiny bollworms. Crop protection folder series: 5 of 11.
- Watson, T.F., D. Bergman and J. Palumbo. 1986. Effect of temperature and food on developmental time of the boll weevil in Arizona. *Southwestern entomologist.* 11:243-248.
- Wene, G.P. and Sheets, L.W. 1962. Relationship of predatory and injurious insects in cotton fields in the Salt River valley area of Arizona. *J. Econ. Entomol.* 55, 395-8.
- Zalom, F.G., E.T. Natwick and N.C. Toscano. 1985. Temperature regulation of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) populations in Imperial Valley cotton. *J. Econ. Entomol.* 78:61-64.
- Zenner de Polania, I.; Álvarez Alcazár, G., (2008). *Análisis del efecto de dos cultivos transgénicos, algodón y maíz, sobre la principal fauna benéfica en el Espinal (Tolima)*. 11 (1): 133-142. Pg.10.