

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA



Confirmación de la Susceptibilidad de Poblaciones de *Spodoptera frugiperda* a las Toxinas Cry de Bt Mediante Dieta Vegetal de Cinco Híbridos de Algodón Genéticamente Modificado

Por:

MARCOS LIBRADO GARCÍA MORALES

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México

Junio, 2021

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

Confirmación de la Susceptibilidad de Poblaciones de *Spodoptera frugiperda* a las Toxinas Cry de Bt Mediante Dieta Vegetal de Cinco Híbridos de Algodón Genéticamente Modificado

Por:

MARCOS LIBRADO GARCÍA MORALES

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Aprobada por el Comité de Asesoría:

Dr. Luis Alberto Aguirre Uribe
Asesor Principal Interno

Dra. Miriam Sánchez Vega
Asesor Principal Externo

Dr. Agustín Hernández Juárez
Coasesor

Dr. Alonso Méndez López
Coasesor

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



Buenavista, Saltillo, Coahuila, México
Junio, 2021

ANEXO 6

Declaración de no plagio

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

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

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

Pasante



Marcos Librado García Morales

Firma y Nombre

DEDICATORIA

A Dios:

Por hacer mis sueños realidad, gracias porque me has iluminado y guiado durante este tiempo en la Universidad, porque sin ti, no hubiera salido adelante en los momentos difíciles y de prueba, no tengo palabras para agradecer lo mucho que me has dado, lo único que puedo decir es que te necesitaré en cada proyecto que emprenda en mi vida, por lo que nunca me apartaré de ti.

A Mis Padres:

Les dedico este logro y les agradezco infinitamente por la vida que me dieron, por formarme y enseñarme la educación y el respeto a los demás, por ser mis grandes maestros de mi vida, por no haberme dejado solo, ya que siempre están con sus consejos y apoyo, por la motivación de todos los días con una sola llamada, a ustedes les debo todo lo que soy y llegaré hacer en la vida.

A Mis Hermanos:

Agripina, Blanca, Maydi, Damaris, Deysi, José Luis, Isaías, Dalila, Daniel, Valentina, a todos ellos por siempre ayudarme emocional y económicamente, con sus consejos y algunos regaños que recibí para motivarme.

A Mis Sobrinos:

Por el gran cariño y amor que me dan en todos los momentos de felicidad y de tristeza, ustedes son los que me sacan una sonrisa y así motivarme más en este proyecto de vida.

A Mis Cuñados:

Por siempre apoyarme con sus consejos y motivaciones para yo poder seguir adelante con mis estudios, también por el apoyo económico que algún día me brindaron.

AGRADECIMIENTOS

A Dios:

En primer lugar, te agradezco a ti Dios, por ayudarme a terminar este proyecto, gracias por darme la fuerza y el coraje para hacer este sueño realidad, por ponerme en este loco mundo, por estar conmigo en cada momento de mi vida. Por cada regalo de gracia que me has dado y que inmerecidamente he recibido, una prueba más de tu fidelidad, prometiste una buena escuela y diste algo que fue más allá de mis expectativas, pero antes de ser un profesional quiero ser siempre tu hijo, ya que es el mayor privilegio que podemos tener, más valioso que todos los títulos de la tierra.

A Mis Papás:

Gracias por todo el apoyo que me han dado desde la infancia hasta ahora y porque siempre han trabajado para darnos lo mejor a mis hermanos y a mí. A través de estas líneas quiero decirles lo mucho que los quiero, gracias por ser los mejores padres del mundo y por quitarles el pan de la boca con tal de que no nos faltara nada, además de unos padres has sido mis mejores amigos y consejeros, los amo papá y mamá.

A La Universidad:

Por ser mi segunda casa, porque en ella me forme como persona y profesionalista, me siento orgulloso de pertenecer a mi Alma Terra Mater.

A Mis Maestros:

Por los grandes consejos y experiencias que me permitieron aprender de ellos, por los regaños y aprendizajes que recibí de ellos para motivarme y seguir adelante. En especial a la Dra. Miriam Sánchez por el apoyo y consejos que me brindo siempre durante la carrera y por ser una parte muy importante de este logro en mi proyecto de vida. Al Dr. Jerónimo Landeros por ser mi Tutor durante la carrera y todo el apoyo, regaños y motivaciones que me dio durante la carrera.

A Mis Compañeros:

Por tenderme la mano siempre que lo necesitaba, por los consejos y apoyos que recibí durante las clases y en reuniones, especialmente a: Carmen, Meralida, Sonia, Paola, Pepe, Luis, Chipi, que siempre fueron mis compañeros y amigos de los que más apoyo recibí.

ÍNDICE DE CONTENIDO

DEDICATORIA.....	III
AGRADECIMIENTOS	V
ÍNDICE DE CONTENIDO.....	VI
ÍNDICE DE CUADROS	VIII
ÍNDICE DE FIGURAS	IX
ÍNDICE DE ANEXOS	X
RESUMEN	XI
I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. Objetivo general.....	3
1.2. Hipótesis	3
II. REVISION DE LITERATURA	4
2.1. El cultivo del algodón	4
2.1.1. Clasificación taxonómica.....	5
2.1.2. Descripción botánica.....	5
2.1.3. Requerimientos edafoclimáticos.....	6
2.1.4. Fenología del cultivo de algodón.....	7
2.1.4.1. Fase 1 despunte	7
2.1.4.2. Fase 2 plántula	8
2.1.4.3. Fase 3 prefloración	8
2.1.4.4. Fase 4 de floración.....	8
2.1.4.5. Fase 5 maduración de capsulas.....	8
2.1.5. Importancia del cultivo de algodón.....	9
2.1.5.1. Importancia económica a nivel mundial.....	9
2.1.5.2. Importancia económica a nivel nacional.....	10
2.1.6. Manejo del cultivo de algodón.....	11
2.1.6.1. Preparación del terreno.....	11
2.1.6.2. Siembra	11
2.1.6.3. Aclareo.....	12
2.1.6.4. Fertilización.....	12
2.1.7. Control de plagas y enfermedades.....	13
2.1.8. Otras prácticas en el manejo del cultivo	15
2.2. Antecedentes de la tecnología Bt.....	16
2.2.1. Tipos de variedades de algodón Bt	17
2.2.1.1. Bollgard I.....	18
2.2.1.2. Bollgard II.....	18

2.2.2.	Híbridos comerciales de algodón	19
2.2.2.1.	Condición de las variedades disponibles de algodón en México	19
2.2.2.2.	Características agronómicas de los híbridos comerciales	21
2.2.3.	Características especiales en plantas Bt.....	22
2.3.	Características de <i>Bacillus thuringensis</i>	23
2.3.1.	Modo de acción de <i>Bacillus thuringensis</i> en forma natural	23
2.3.2.	Modo de acción de las toxinas Cry mediante cultivos Bt	24
2.3.3.	Transformación genética para la resistencia a insectos	25
2.4.	Gusano cogollero <i>Spodoptera frugiperda</i>	26
2.4.1.	Clasificación taxonómica.....	26
2.4.2.	Distribución geográfica.....	27
2.4.3.	Hospedantes.....	28
2.4.4.	Ciclo biológico.....	28
2.4.5.	Características morfológicas	29
2.4.6.	Síntomas de los daños causados en algodón	31
2.5.	Casos de resistencia de lepidópteros a las toxinas Cry de Bt.....	31
III.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	34
3.1.	Localización del experimento	34
3.2.	Poblaciones de <i>Spodoptera frugiperda</i>	34
3.2.1.	Línea base susceptibilidad	35
3.2.2.	Línea presuntamente resistente a las toxinas Cry de Bt.....	35
3.3.	Protocolo para la colecta de especímenes en campo	36
3.4.	Manejo de insectos en laboratorio.....	37
3.5.	Establecimiento del cultivo de algodón.....	41
3.6.	Material vegetal.....	41
3.7.	Establecimiento de bioensayos	42
3.8.	Evaluación y toma de datos	42
3.9.	Análisis estadístico.....	43
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	44
4.1.	Análisis de varianza y expresión de la mortalidad de larvas	44
4.2.	Análisis por variedad de algodón	46
4.3.	Análisis por población de <i>Spodoptera frugiperda</i>	49
V.	CONCLUSIÓN.....	54
VI.	LITERATURA CONSULTADA	55
VII.	ANEXOS	68

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Distanciamiento entre plantas de algodón para la siembra según el tipo de suelo. 12	
Cuadro 2. Recolectas de material genético para establecimiento de líneas presuntamente susceptibles a las toxinas Cry del Bt.....	35
Cuadro 3. Recolectas de material genético para establecimiento de líneas presuntamente resistentes a las toxinas Cry del Bt, de la región norte del país Coahuila y Chihuahua.	35
Cuadro 4. Dieta artificial que contiene los requerimientos nutricionales necesarios para el adecuado crecimiento y desarrollo de larvas y adultos de lepidópteros (POPDieta-IMAmt2019).....	36
Cuadro 5. Características de los bioensayos establecidos para determinar la susceptibilidad a toxinas Cry de Bt en dos poblaciones de <i>S. frugiperda</i> , sometidas a dieta vegetal proveniente de híbridos de algodón GM.	42
Cuadro 6. Cuadrados medios del análisis de varianza para la mortalidad a las 72h y para la total.	45

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Efectos de rotación de cultivos en el suelo (FAO, 2015).....	16
Figura 2. Esquema representativo del modo de acción de <i>Bacillus thuringiensis</i> (Gutierrez & Xoconostle, 2015).	24
Figura 3. Distribución mundial del gusano cogollero <i>Spodoptera frugiperda</i> . (EPPO, 2020). 27	
Figura 4. Descripción gráfica del ciclo biológico de la especie <i>Spodoptera frugiperda</i> . Fuente: (PIONEER, 2020).....	28
Figura 5. Representación de los caracteres morfológicos para la identificación de <i>Spodoptera frugiperda</i> en estado inmaduro. Fuente: www.agrosintesis.com.....	30
Figura 6. Localización de los invernaderos de parasitología, UAAAN.....	34
Figura 7. Vasos y tapa de plástico del número 00 con dieta, para la individualización de la larva.	37
Figura 8. Jaula con hule de cristal, tipo cámara climática, para tener las poblaciones de <i>S. frugiperda</i>	38
Figura 9. Pupas purificadas, listos para llevarlo a jaulas.....	39
Figura 10. Jaulas hechas con tubo PVC, para la cría de los adultos.	39
Figura 11. Masas de huevos de <i>S. frugiperda</i> sobre papel blanco, para promover oviposición.	40
Figura 12. Valores de significancia estadística calculada en el modelo del análisis de varianza para cada una de las evaluaciones en la mortalidad de larvas de <i>S. frugiperda</i>	44
Figura 13. Expresión de la mortalidad de larvas de <i>Spodoptera frugiperda</i> , en la evaluación de susceptibilidad a variedades de algodón Bt.....	45
Figura 14. Expresión de la mortalidad de larvas de <i>Spodoptera frugiperda</i> , en la evaluación de susceptibilidad a variedades de algodón Bt en las líneas FiberMax®. ..	46
Figura 15. Expresión de la mortalidad de larvas de <i>Spodoptera frugiperda</i> , en la evaluación de susceptibilidad a variedades de algodón Bt en las líneas DeltaPine®. .	47
Figura 16. Comportamiento de larvas de <i>Spodoptera frugiperda</i> , en dieta vegetal correspondiente al híbrido convencional FM989.	48
Figura 17. Porcentaje de mortalidad en larvas de dos poblaciones de <i>Spodoptera frugiperda</i> , para determinar la susceptibilidad a toxinas Cry de Bt presentes en híbridos de algodón.	49
Figura 18. Expresión del porcentaje de mortalidad de la población <i>S. frugiperda</i> proveniente de San Pedro (COA-SPE1), entre híbridos de algodón Bt.	50
Figura 19. Expresión del porcentaje de mortalidad de la población <i>S. frugiperda</i> proveniente de Celaya (GTO-CEL 1), entre híbridos de algodón Bt.	51
Figura 20. Comparación del efecto de los híbridos de algodón Bt en dos poblaciones de <i>Spodoptera frugiperda</i>	53
Figura 21. Comportamiento de las poblaciones de <i>Spodoptera frugiperda</i> , en dieta vegetal correspondiente al híbrido convencional FM989.	53

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Ficha de evaluación para el bioensayo del porcentaje de evaluación de <i>S. frugiperda</i>	68
Anexo 2. Cuadro para la toma de datos de la fecha de postura.....	69
Anexo 3. Etiqueta para identificación de las jaulas, para obtener nuevas poblaciones	69
Anexo 4. Cuadro de registro de las colectas de campo.	70

RESUMEN

México se colocó en el lugar número 13 a nivel mundial para la producción de algodón (*Gosypium hirsutum* L.) con 490.42 mil toneladas (2018), la Comarca Lagunera participa con el 10% de esta producción a nivel nacional. Los híbridos de algodón que se establecen en esta región son Genéticamente Modificados (GM) y la mayoría tienen las toxinas Cry1Ac y Cry2Ab de la bacteria *Bacillus thuringiensis* la cual es la que les transfiere la resistencia a plagas de lepidópteros. Con el objetivo de demostrar las toxinas Cry de los híbridos que se establecen en la región de La Laguna conservan su efectividad, contra *Spodoptera frugiperda*, se establecieron bioensayos a nivel laboratorio con larvas de dos poblaciones provenientes de: San Pedro, Coahuila y Celaya, Guanajuato. Para la disponibilidad del material vegetal, se establecieron en el invernadero cinco híbridos de algodón GM y las colonias del gusano cogollero se incrementaron y criaron hasta la primera generación filial; para después establecer los bioensayos en laboratorio, un bajo un diseño experimental completamente al azar con seis repeticiones y como unidad experimental se consideraron cuatro larvas, los bioensayos se establecieron en los meses de julio y agosto del 2020, con un fotoperiodo a 12 horas, temperatura promedio de 24°C ±1 y una humedad relativa de 50%, en promedio; las evaluaciones se realizaron cada 24 horas por siete días. Dentro de los resultados obtenidos en este estudio se encontró que existen diferencias altamente significativas con una confiabilidad del 99% en el porcentaje de mortalidad, a las 72 horas de la evaluación, para las dos poblaciones de *S. frugiperda* con un valor del 14.6% a 58.8% obtenido de las 24 a 168 horas, respectivamente. La variedad de algodón más efectiva para el control de este lepidóptero fue la FM2334, mientras que el híbrido convencional registró el mayor porcentaje de supervivencia aproximadamente de 98%. Los híbridos de la línea comercial DeltaPine®, no presentaron alto porcentaje de mortalidad, con respecto a la línea FiberMax® (64.6% y 77.1%, respectivamente) la susceptibilidad entre poblaciones de *Spodoptera*, no presento diferencias significativas entre ellas, esto indica que los híbridos Bt, principalmente de la línea comercial FiberMax®, aún presentan eficacia en campo.

Palabras clave: efectividad toxinas Cry, susceptibilidad a Bt, plagas blanco, *Spodoptera frugiperda*, *Gosypium hirsutum* L.

I. INTRODUCCIÓN

Los cultivos Genéticamente Modificados (GM), se han empleado hace poco más de 20 años, relativamente son tecnologías nuevas, los primeros cultivos ya aprobados para las pruebas de investigación y comercio, a mediados de los años noventa, fueron: algodón, arroz y maíz. A nivel mundial han aumentado constantemente las superficies sembradas de plantas GM; sin embargo, aún se encuentran en proceso de estudios detallados sobre los efectos de estos cultivos en el medio ambiente, y los efectos en los organismos con los que interaccionan, así como problemas a la salud humana, que probablemente no se han manifestado (Legorreta, 2011).

Uno de los principales cultivos que se produce a nivel mundial, es el algodón Bt, que es un cultivo modificado, la fuente de toxinas (insecticidas) producidas por plantas transgénicas comerciales, es la bacteria del suelo *Bacillus thuringiensis* (Bt). Las cepas Bt tienen muchos efectos hacia las plagas, y tienen una reserva de genes que codifican para proteínas insecticidas, las cuales son acumuladas en inclusiones cristalinas producidas en la esporulación bacteriana (proteínas Cry y proteínas Cyt) o que se expresan durante el crecimiento de la bacteria (proteínas Vip; Gatehouse, 2008).

El algodón Bt es uno de los cultivos modificados que se encuentran en la primera generación, que ha dado muchos resultados durante el desarrollo agrícola, con una importante magnitud para elevar su producción, así también poder reducir el uso de insecticidas para un mejor medio ambiente, también para mejorar la calidad del producto a través de la resistencia a insectos (Giraldo, 2011).

Una de las principales preocupaciones, con respecto a los cultivos Bt, es que las plagas que combaten desarrollan demasiado rápido la tolerancia a las toxinas, lo que lleva a la ineficiencia de esta tecnología y graves problemas secundarios en la producción (Giraldo, 2011).

La problemática presentada por la tolerancia de las plagas blanco a las toxinas insecticidas que tienen los cultivos Bt, se debe a diferentes condiciones y una de ellas y probablemente la principal es la presión de selección que ejercen estas toxinas sobre los insectos, en este caso específicamente plagas de lepidópteros, ya que son a quienes de forma directa se dirige la acción de la toxinas de los cultivos Bt, además se puede incluir aspectos de manejo de los cultivos, como la falta de estrategias de gestión de la resistencia de las plagas en regiones productoras (Szwarc, 2018).

La especie *Spodoptera frugiperda*, es un lepidóptero considerado como una plaga cosmopolita, es decir que afecta varios cultivos, entre ellos el algodón, por lo que se considera una de las plagas blanco a las que va dirigida las toxinas insecticidas de Bt en los cultivos transgénicos, sin embargo, es una plaga que ya ha presentado casos de resistencia a nivel mundial; entre estos se reporta Puerto Rico, se han registrado casos de resistencia a la toxina Cry1F y bajo nivel de resistencia a las toxinas Cry1Ab y Cry1Ac (Storer *et al.*, 2012). Por otro lado, en Brasil en el cultivo de maíz Bt (TC1507), también se presentó resistencia a la toxina Cry1F (Farías *et al.*, 2014). La resistencia que se presenta en estas poblaciones es debida a que los insectos debido a la presión de selección por las toxinas Cry que se ha ejercido a través de los años, desde el establecimiento de los cultivos Bt a la fecha, han ya desarrollaron la habilidad para tolerar la cantidad de toxinas letales en las poblaciones de lepidópteros plaga.

Con el contexto anterior, se plantea esta investigación para evaluar los efectos de las toxinas Cry, presentes en diferentes híbridos de algodón GM, con la finalidad de determinar susceptibilidad en dos poblaciones de *Spodoptera frugiperda* y con ello evaluar la eficiencia de dichos híbridos, así mismo descartar la presencia de resistencia a las toxinas Cry de *B. thuringiensis* en este lepidóptero, en la Región lagunera del estado de Coahuila.

1.1. Objetivo general

Confirmar la susceptibilidad a las toxinas Cry de *Bacillus thuringiensis* en dos poblaciones de campo de gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuide) mediante dieta vegetal de híbridos de algodón GM, con la tecnología Bt.

1.2. Hipótesis

En la presente investigación se espera observar una mortandad mayor al 80% en dos poblaciones de *S. frugiperda*, lo que comprobara la efectividad de las toxinas Cry presentes en cinco híbridos de algodón GM, que se producen en la Región lagunera del estado de Coahuila.

II. REVISION DE LITERATURA

2.1. El cultivo del algodón

El algodón (*Gossypium hirsutum* L.) es un cultivo que ha sido importante desde su origen en varias generaciones y sigue siendo una de las especies más utilizadas y destacadas en el uso por el ser humano a nivel mundial (Wendel *et al.*, 2010).

La especie de algodón que se cultiva comercialmente en el país y en el mundo es *G. hirsutum*, la cual es originaria de México y Centro América, en donde se encuentran plantas nativas en su crecimiento como arbustos perennes y un desarrollo indeterminado. A través del mejoramiento genético el hábito de crecimiento de esta planta ha sido modificado para adaptarla a la producción comercial, pasando de las plantas nativas, perennes e indeterminadas a plantas anuales y de crecimiento más o menos determinado que producen algodón-semilla más temprano que las plantas nativas (Cadena, 2000).

Actualmente *G. hirsutum* tiene un 95% de producción y la mayoría de las poblaciones silvestres de esta especie habitan en México. Se han realizado varias investigaciones sobre la ecología, biología y genética de esta especie, sin embargo, la mayoría se han basado en plantas domesticadas y fuera de su distribución natural, por lo que en realidad se conoce poco de la especie, ya que después del proceso de domesticación, se conserva sólo una parte de la variación que pudiera encontrarse en las poblaciones silvestres.

El algodón es una especie tan importante en la economía mundial, ha capturado la atención de científicos agrícolas, taxónomos y biólogos evolutivos. Especialmente en las últimas décadas, las tecnologías moleculares se han aplicado para contestar las preguntas clásicas como el origen de la poliploidía de las especies, las relaciones filogenéticas entre las especies del género y los orígenes de las plantas domesticadas a partir de sus progenitores silvestres (Wendel *et al.*, 2010).

2.1.1. Clasificación taxonómica

Los taxones del algodón se describieron por Wendel, 1993.

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Malvales

Familia: Malvaceae

Género: *Gossypium*

Especie: *G. hirsutum* L. (1763)

2.1.2. Descripción botánica

El algodón (*Gossypium*) pertenece a la familia de las malváceas, en este género se encuentran aproximadamente 45 especies pueden ser anuales, bianuales y perennes.

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 algodón textil es una planta con raíces penetrantes de nutrición profunda (Pecaltex, 2013).

Las raíces ejercen dicho efecto debido a la liberación de exudados específicos, esto es, que las plantas pueden seleccionar sus propias comunidades bacterianas (Legorreta, 2011).

La planta de algodón posee un tallo erecto y con ramificación regular. Existen dos tipos de ramas, las vegetativas y las fructíferas los tallos secundarios, que parten del principal, tienen un desarrollo variable (Pecaltex, 2013).

Las hojas son pecioladas, de un color verde intenso, grandes y con los márgenes lobulados. Están provistas de brácteas (Pecaltex, 2013).

Flores en inflorescencias, pedicelos 2.0-4.0 cm largo, con tres nectarios en la cima; brácteas del cálculo 2.0-4.5 cm largo, cordato-ovadas, 3-19 laciniadas; cáliz 5.0-6.0 mm largo (excluyendo los dientes), truncado o dentado; pétalos 2.0-5.0 cm largo; columna estaminal 1.5 cm largo, con más de 100 estambres; ovario súpero, 3-5 carpelos. Pétalos blanco amarillentos, con o sin máculas de color morado en la base. En el segundo día de floración, los pétalos se tornan rosado-rojizos y después de la polinización y son caedizos (Pecaltex, 2013).

La floración se presenta en agosto, febrero y mayo. Antesis de uno a tres días. Estimación cuantitativa y cualitativa, el número de flores por planta está determinado por la cantidad de nutrientes del hábitat y el tamaño de la población. Generalmente pueden florecer un promedio de cuatro flores por planta por día (Beltrán *et al.*, 2006).

El fruto es una cápsula en forma ovoide 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 con un peso de 4 a 10 gramos. Es de color verde durante su desarrollo y oscuro en el proceso de maduración (Beltrán *et al.*, 2006).

2.1.3. Requerimientos edafoclimáticos

La planta de algodón es muy común en lugares cálidos, para la germinación de la semilla se necesita una temperatura no menos a 14°C y un máximo de 40°C; sobre todo esta temperatura influye mucho para la floración, para la germinación debe de tener una temperatura optima de 18-30°C. La temperatura es determinante para que la planta realice de forma adecuada los procesos metabólicos y bioquímicos (CEA, 1987).

El algodón es muy exigente de agua en periodos antes de la floración ya que es la etapa más susceptible a la sequía. Todo esto depende del clima y la duración del ciclo del cultivo, necesita 700 a 1300 mm de agua. Al principio cuando la planta empieza su periodo vegetativo se necesita un mínimo de 10%

del total y alcanza un 60% del total cuando está en periodo de floración (BAYER, 2017).

Requiere de suelos profundos para que las raíces se desarrollen muy bien. Teniendo en cuenta que es muy tolerante a la salinidad, uno de los problemas que se ven esta etapa es retraso de floración y formación de las bellotas, esto se debe porque la tierra está muy compacta, exceso de nitrógeno o que por las noches las temperaturas sean bajas (BAYER, 2017). Esta planta tolera un amplio rango del pH, para su desarrollo se recomienda un pH de 5.2-7.9 (Alvarado, 1989).

Para su fotoperiodo, existen variedades con fotoperiodo largo, las cuales son de mucha importancia durante la floración. La luz optima que se necesita para su desarrollo es de 32.3 a 86.1 Klux (Baradas, 1994).

Para tener un buen desarrollo del cultivo, se necesita tener una altitud de 0 a 600 m (BAYER, 2017).

La planta es resistente a atmosferas secas, pero no tiene que faltar la humedad en el suelo (BAYER, 2017).

2.1.4. Fenología del cultivo de algodón

La fenología que viene del griego *phaino* (manifestar) y *logos* (tratado), entonces se define como el estudio de los periodos naturales en la vida de las plantas como la maduración del fruto (Azkue, 1997).

La fenología puede dividirse en cinco fases distintas, las cuales son:

2.1.4.1. Fase 1 despunte

Esto va desde la germinación hasta antes de las hojas verdaderas, una semilla madura generalmente germina de 24-36 horas, todo esto depende del calor y la humedad. La humedad debe de alcanzar al embrión para la germinación y el

calor se necesita tener una temperatura óptima de 25° a 30°C para que hay alto porcentaje de germinación (Martínez, 2015).

2.1.4.2. Fase 2 plántula

Esta dura de 20-35 días, después de que se separen los cotiledones, entonces la yema terminal se desarrolla y enseguida aparece el epicótilo que le da lugar a las hojas y ramas. El tiempo se alarga a unos 20 días en un ambiente húmedo, del día 10 al 30, y es el que hace crecer a las plantas. Para que la planta se desarrolle el suelo debe de estar a una temperatura de 20°C, el aire de 25° a 30°C y la humedad del suelo no debe de estar saturada o aireada (Martínez, 2015).

2.1.4.3. Fase 3 prefloración

Duración de 30-35 días, después de tener sus hojas verdaderas la planta crece muy rápido, el calor, humedad y la ventilación en esta fase juegan un papel muy importante ya que en cuanto más ramas fructíferas haya y cuanto más desarrollados estén la floración será mucho mayor (Martínez, 2015).

2.1.4.4. Fase 4 de floración

Esta tarda de 50 a 70 días, la flor se abre por lo regular a los 21 días. Se acelera el ritmo de floración en climas secos o que sean más cálidos (Gibson, 1986).

2.1.4.5. Fase 5 maduración de capsulas

Duración de 50 a 80 días, la corola rápidamente toma un color rojizo, se seca y a pocos días se cae. Posteriormente el fruto en el centro de una copa que está formada por el cáliz gamosépalo y de 18 a 21 días alcanza su tamaño que necesita aumentando rápidamente. En este caso el sol es el que influye mucho ya que a los a los primeros 21 días llega a la maduración y enseguida se abren las capsulas (Martínez, 2015).

2.1.5. Importancia del cultivo de algodón

El algodón es la especie más importante para la producción de fibra en todo el mundo, utilizada en la fabricación de tejidos, textiles y confesiones. Además de la fibra, la pos-cosecha de algodón genera como subproducto, la semilla, de alto contenido de aceite comestible y la torta de semilla, la cual se utiliza en la fabricación de alimentos concentrados para animales y algunos usos alimenticios en el procesamiento de éstos (García, 2010).

Es también de gran importancia económica para la fabricación de materias primas como; jabón, celulosa para algunos cosméticos e incluso el papel moneda, por ejemplo el Euro es a base de algodón o los dólares más antiguos están hechos a base de fibra de algodón (Pecaltex, 2013).

2.1.5.1. Importancia económica a nivel mundial

Actualmente, se han liberado al ambiente plantas genéticamente modificadas de algodón en 14 países. La tasa de crecimiento de algodón GM en China aumentó del 90% al 93% en el 2014. Poco más de siete millones de microproductores dentro del país les resulta beneficioso el cultivo transgénico y en los últimos años la economía ha demostrado que los productores han llegado a obtener US\$ 16.2 mil millones desde la introducción de la biotecnología (FIRA & ISAAA, 2016).

La importancia económica del algodón se debe a su propia fibra, aunque hay productos de la semilla que se utilizan para diferentes industrias ya que las semillas de algodón contienen un 24% de proteína. Según los datos, India ha superado un record del cultivo transgénico con 11.6 millones de hectáreas de algodón Bt, con un importe del 95% y aumentó sus ingresos de producción en campo en US\$ 2.1 mil millones en 2013 (Brookes & Barfoot, 2018).

La producción con cultivos GM, ha ocasionado que el uso de ingredientes activos disminuyera en 2014, en un 7.3% (23.1 millones de Kg) y el impacto ambiental asociado a ello, se redujo en un 9.9%. Para el caso del algodón

resistente a insectos, utilizar ingredientes activos insecticidas ha disminuido en un 27.9% (249.1 millones de Kg) y el impacto ambiental por el uso de insecticidas aplicados al cultivo de algodón ha caído por un 30.4% (Brookes & Barfoot, 2018).

2.1.5.2. Importancia económica a nivel nacional

En México se cultivaron, 17 468 ha en 2020, con dos objetivos principalmente; la resistencia al ataque de lepidópteros y la tolerancia a herbicidas. El 70% de la fibra de algodón que se produce en México se destina a la industria textil nacional, mientras que el resto se exporta (SADER, 2018).

México se estima que los rendimientos se incrementen 2.7% a tasa anual. Pero el pronóstico dice que los precios del algodón son competitivos con los demás cultivos como el maíz, trigo y sorgo. Con este porcentaje que se va aumentando anualmente en 2.03 millones de pacas de 480 libras, la producción nacional abastecería alrededor de 86% de la demanda nacional de algodón (Gallegos, 2019).

Según el USDA (2019) menciona que en el año 2018 la producción agrícola de algodón fue 1.16 millones de toneladas, este es el resultado de la cosecha de 240 600 ha. Con base a lo mencionado en este caso se presenta un incremento de 15.2 millones por año y para la superficie cosechada tuvo un incremento de 13.5%. En México para ese año hubo tres estados que produjeron mayor son: 69% de Chihuahua, 15.5% de Baja California y 7.9% de Coahuila, un total de 92.5 % y el resto del porcentaje fueron Tamaulipas, Sonora, Durango con un 7.5%.

A finales del año 2018 en la producción agrícola, los precios del algodón tuvieron un aumento pequeño con respecto al año que paso, con un promedio de 12 432 ton a nivel nacional, entonces aumentó un 1.5% por año. Chihuahua, Baja California presentaron un aumento, pero en caso de Coahuila y Durango el precio bajo a un 6.6 y 13.2% (Gallegos, 2019).

2.1.6. Manejo del cultivo de algodón

2.1.6.1. Preparación del terreno

Se debe arar a una profundidad de 30 a 35 cm como mínimo, para asegurar el crecimiento de las plantas productivas y vigorosas. Después va el barbecho, esto se hace con la finalidad de que no nos queden terrones muy grandes que impida la germinación o crecimiento de la planta, junto con este proceso se hace la nivelación del terreno, para facilitar un buen riego, tener buena aireación y humedad suficiente para tener buen desarrollo de las plantas (Cañarte *et al.*, 2020).

2.1.6.2. Siembra

Según Cañarte *et al.*, (2020) Es una de las labores más importantes en el cultivo, y se debe de tener en cuenta varias recomendaciones como:

- Selección de semilla certificada con condiciones desarrollados por expertos y se toma en cuenta que se adapte al suelo, calidad de fibra y un buen rendimiento. Libre de semillas de maleza, alto porcentaje de germinación y libre de plagas y enfermedades
- La profundidad de siembra varía de 3 a 5 cm depende de la textura del suelo y estar al pendiente que queden bien enterradas para evitar la pérdida de humedad que se necesita para una buena germinación.
- Se requiere 12 Kg·ha⁻¹ aproximadamente, colocando 4-5 semillas por golpe en siembras anuales o si en caso se utilizan sembradores neumáticos se tiene que calibrar exactamente para que puedan tirar 10 semillas por cada metro lineal; así poder tener la población de plantas como se requieran, en este caso las semillas deben de estar peladas (Cuadro 1).

Cuadro 1. Distanciamiento entre plantas de algodón para la siembra según el tipo de suelo.

Suelos	Arenosos	Medios	Pesados
Distancia entre surcos	0.90 – 1.0 m	1.0 – 1.2 m	1.4 – 1.5 m
Distancia entre golpes	0.20 – 0.25 m	0.30 – 0.40 m	0.50 – 0.60 m
No. Plantas/ha	111,111 – 80,000	66,666 – 41,666	28,571 – 22,222

Fuente: (Veramendi & Lam, 2011)

2.1.6.3. Aclareo

Esta técnica consiste en eliminar el exceso de plantas en los surcos y dejar 2 plantas juntas cada 30, 40, 50 o 60 cm de distancia; depende de las distancias de las siembras requeridas. Es muy importante que este paso se realice una vez que las plantas tengan de 4-5 hojas verdaderas (35 a 45 días después de la germinación), o una vez que no se corra el riesgo por ataque de plagas y enfermedades (Veramendi & Lam, 2011).

2.1.6.4. Fertilización

Nitrógeno. Este nutriente es la base de todos ya que promueve el desarrollo de la planta y produce la semilla, pero no ayuda para producción de fibra (Herazo & Jaramillo, 1984).

Fósforo. Este se necesita más cuando está en floración y para amarre de los frutos. Cuando la planta esta deficiente de fósforo tiene una tonalidad rojiza en las hojas (Veramendi & Lam, 2011).

Potasio. Es necesario cuando las capsulas están en desarrollo y así tener buena calidad de semillas (Veramendi & Lam, 2011).

Microelementos. Es de vital importancia para que la planta produzca clorofila, proteínas y carbohidratos. Los que más se ocupan son Fe, Mg, Zn y B, también

el algodón da una respuesta cuando se hacen estas aplicaciones para suelos pobres en materia orgánica (IGAC, 2006).

Riegos. Los riegos son de mucha importancia para el cultivo. Se pueden aplicar de diferentes formas como, por ejemplo: por goteo, por aspersión, riego por surcos.

El riego por goteo es una de las técnicas que más se utiliza, ya que la aplicación del agua es homogénea y uniforme, por lo que no hay problemas con encharcamiento siendo continuo y muy equilibrado (Méndez & Gil, 2007). Por otro lado, el riego por aspersión es un tipo de sistema que es bastante bueno, solo que para su instalación se necesita mucha mano de obra y expertos que lo sepan hacer. Otro de los detalles es que el viento a veces no juega a favor, por lo que el agua se dispersa a otros lugares donde no se requiere por lo que se considera como una pérdida de agua. La ventaja que se tiene es que la dispersión del agua es más rápida, exacta y más precisa (Santillano *et al.*, 2019). El riego por surcos, es una de las técnicas más antiguas y en la que menos se gasta. Es un tipo de riego eficaz, siempre y cuando los terrenos estén nivelados correctamente. La desventaja de esta técnica es que no a todas las plantas les toca la misma dosis, además si no se regula adecuadamente puede generar grandes encharcamientos y como consecuencias el algodón muere por una asfixia radicular, ya que no son tolerantes a suelos encharcados y más aquellas plantas que aún no llegan a 50 cm de altura (Santillano *et al.*, 2019).

2.1.7. Control de plagas y enfermedades

Las plagas más comunes para el algodón son: gusano bellotero (*Helicoverpa zea* Boddie, 1850), esta plaga tiene preferencias en plantas como: el maíz, sorgo, algodón y frijol. En el caso del algodón, el capullo, las flores y las cápsulas jóvenes es donde más ataca, las larvas se alimentan del interior. Los brotes y las hojas jóvenes se dañan, cuando las estructuras fructíferas están ausentes, para el control de *H. zea* el Bt, está autorizado en México bajo regulaciones oficiales (CAB International, 2020).

Gusano soldado (*Spodoptera exigua* Hübner, 1808), las larvas del primer estadio se albergan bajo una telaraña o seda en las hojas de las plantas, de donde se alimentan en grupo por el envés, dejando solo unas nervaduras de las cuales el segundo estadio se separan y hacen perforaciones irregulares en el follaje de la planta y los últimos estadios se alimentan de los frutos (EPPO, 2020).

Gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda* J.E. Smith) los primeros instares se alimentan durante el día, y los últimos instares consumen en la noche; el último instar es el que consume la mayor parte del alimento que los demás, de manera que los últimos son los que consumen aproximadamente el 85% del follaje del que se alimenta una larva por todo su ciclo de vida (Bautista *et al.*, 2016).

Gusano rosado del algodnero (*Pectinophora gossypiella* Saunders), las larvas entran al capullo mediante un orificio muy pequeño, en el cual se cierra rápidamente por lo que es difícil detectar la presencia de esta plaga en el interior; cuando la larva completa su desarrollo sale o también en algunas ocasiones se queda dentro del capullo para poder pupar y después emerger principalmente en primavera (CABI, 2016).

Picudo del algodnero (*Anthonomus grandis* Boheman, 1843), las hembras y machos adultos, perforan botones florales y bellotas para poder alimentarse, pero el daño económico más severo por parte de esta plaga lo hace cuando está en la fase de larva al alimentarse de las anteras, polen o fibra de la semilla cuando está en su formación. Los botones florales dañados y las bellotas pequeñas se caen, a comparación de las bellotas grandes que permanecen en la planta, pero son de mala calidad (Martínez *et al.*, 2002).

Mosquita blanca (*Bemisia tabaci* Gennadius), esta plaga ocasiona daños directos e indirectos en las plantas, de manera directa lo hace al alimentarse del floema ocasionando el marchitamiento de la planta por la extracción de los nutrientes y desordenes como el plateado de las cucurbitáceas, así también de manera indirecta por la excreción de sustancias azucaradas que favorecen el

desarrollo de hongos como la fumagina (*Capnodium spp*) sobre las plantas (Rodríguez *et al.*, 2005).

Para el control de las plagas antes mencionadas, se requiere de dos a tres aplicaciones por ciclo del cultivo, ya que, si se aplica más de lo que corresponde, se pueden tener serios problemas con la resistencia a plaguicidas o que produzca ciertos efectos secundarios en las plantas. Para tener un mejor control de esto, se recomienda ir de la mano con un Manejo Integrado de Plagas (MIP), con la finalidad de tener una producción exitosa y mantener la presencia de las plagas por debajo del umbral económico (Pardo *et al.*, 2013).

En el caso de la presencia de maleza, los daños son causados por la interferencia, que incluye la reducción del rendimiento por competencia, la disminución en la calidad del producto cosechado, el aumento en los costos de cosecha y la mayor incidencia de plagas y enfermedades. La competencia es principalmente por nutrientes, luz, agua y factores básicos para el desarrollo de la planta (Sánchez, 2011). Existen diferentes estrategias de control, para combatirlas, entre estas se puede citar el uso de variedades transgénicas tolerantes a herbicidas.

2.1.8. Otras prácticas en el manejo del cultivo

La rotación de cultivos es una práctica de importancia en la agricultura, en el caso del cultivo de algodón GM, este se debe rotar con otros cultivos, de preferencia que no sean GM o que la tecnología Bt, sea diferente en cuanto a tipo de toxina Cry que contenga; con esto se puede llegar al objetivo de mantener y mejorar la eficiencia del cultivo y de la tecnología y por otro lado, obtener los beneficios que normalmente esta práctica favorece, como la fertilización del campo para tener mayor producción; esta estrategia de producción permite también, el uso mejorado del agua, reducir los niveles de erosión, mejorar el drenaje del suelo, disminuir el ataque de todo tipo de plagas, para citar algunos ejemplos (FAO, 2015; Figura 1).



Figura 1. Efectos de rotación de cultivos en el suelo (FAO, 2015).

2.2. Antecedentes de la tecnología Bt

El algodón Genéticamente Modificado (GM) salió por primera vez para ser comercializado en 1996 en Australia y los Estados Unidos. Se han estudiado gran variedad de genes que tienen tolerancia a herbicidas y con resistencia a lepidópteros derivados de *Bacillus thuringiensis* (Bt). El algodón transgénico ha sido aprobado para el comercio en nueve países (Argentina, Australia, China, Colombia, Estados Unidos, India, Indonesia, México y Sudáfrica) y en otros lugares del planeta están en fase de experimentación (Castañeda, 2004).

El material genético (ADN) del algodón ha sido alterado, con técnicas de biotecnología moderna a lo que se le conoce como Ingeniería Genética, la cual tiene la finalidad de incorporar genes seleccionados de otros organismos, a una especie de interés y así poder tener nuevas características que nos expresan por ejemplo resistencia a insectos, tal es el caso la tecnología Bt, donde se insertan genes que expresan toxinas insecticidas para matar insectos como los lepidópteros. Para la obtención de dichas plantas se tiene que pasar por varios procesos tales como: la identificación y aislamiento del gen que tenga las características que se desea, es decir multiplicación de genes; se tiene que hacer una transferencia de este gen al genoma de la célula, para que así se pueda integrar y también que se pueda expresar adecuadamente; para una nueva planta y fijación de la característica ya obtenida (Lajolo & Nutti, 2003).

2.2.1. Tipos de variedades de algodón Bt

Las variedades de algodón GM contienen uno o una combinación de genes que les atribuyen resistencias a algún factor negativo durante la producción agrícola, a esto se llama evento biotecnológico. La autorización de nuevos eventos se regula por la Ley de Bioseguridad de Organismos Genéticamente Modificados (LBGM) publicada en Diario Oficial de la Federación el 18 de marzo de 2005 (Herrera & Loza, 2011).

Los eventos biotecnológicos autorizados para liberación comercial de algodón GM en México confieren resistencia a lepidópteros y tolerancia a herbicidas como glifosato, glufosinato de amonio y dicamba. Estos se comercializan por dos empresas: Bayer®, a través de su marca Deltapine®, y BASF®, con las marcas Fibermax® y Stoneville®; sin embargo, sólo se ha importado recientemente semilla de 14 de ella, únicamente de las marcas Fibermax® (BASF) y Deltapine® (Bayer). Estas empresas producen su semilla fuera de México, por lo que se depende de la importación (Herrera & Loza, 2011).

De los tipos de transgénicos actualmente disponibles para producción comercial, dos ofrecen tolerancia a los herbicidas y uno es resistente a gusanos del orden Lepidoptera (Bt). Para que la proteína sea eficaz, el insecto en cuestión debe ingerir la proteína Cry de Bt, por lo que las variedades de algodón la expresan como parte de su genoma (De Jesús & *et al.*, 2014).

En 1997 se introdujeron variedades con genes "apilados" que ofrecen resistencia a los herbicidas y que incorporan el gen Bt, se conocen como Bollgard. La primera generación de algodón Bt fue diseñada para disminuir el uso de plaguicidas y controlar plagas principales de lepidópteros. La segunda generación de tecnología Bollgard tiene la finalidad de prevenir otros daños causados por otras plagas y elimina la necesidad de fumigaciones complementarias, necesarias habitualmente para las variedades de la primera generación (De Jesús *et al.*, 2014).

El algodón convencional requiere de la aplicación excesiva de plaguicidas que cualquier otro cultivo, pero todas las nuevas variedades creadas mediante biotecnología han sido diseñadas para reducir el consumo de este tipo de productos agroquímicos que son perjudiciales para la salud humana y ambiental (De Jesús *et al.*, 2014).

2.2.1.1. Bollgard I

Las variedades de algodón Bollgard I, son conocidas como de primera generación e incluyen materiales con resistencia a herbicidas y lepidópteros, tal es el caso de la variedad NuOPAL RR, que expresa tolerancia a herbicidas y una proteína Bt Cry1Ac, es decir resistencia a lepidópteros; este tipo de variedades de algodón GM, están disponibles en el mercado y están diseñadas, para disminuir el uso de plaguicidas y controlar gran número de insecto plaga, tales como los lepidópteros entre ellos: gusano rosado (*Pectinophora gossypiella* Saunders), gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda* J.E. Smith), complejo bellotero (*Helicoverpa zea* Boddie), (*Heliothis virescens* Fabricius), (*Helicoverpa armígera* Hübner), entre otros (Aguilar *et al.*, 2018).

La variante fue comercializada por primera vez en Estados Unidos y Australia en 1996 (Vachon *et al.*, 2012). Este híbrido se empezó a distribuir a países tercermundistas promovido como un cultivo GM exitoso, que contiene el gen de la bacteria *Bacillus thuringiensis* (Bt) que produce toxina para varios tipos de insectos del algodón del orden Lepidoptera (Vachon *et al.*, 2012).

2.2.1.2. Bollgard II

Las variedades de la segunda generación de Bollgard, se liberaron de manera comercial en el año 2004, Estados Unidos fue uno de los primeros en la distribución de estos híbridos para la venta comercial en varios países. Se tiene como objetivo eliminar o disminuir el uso de aplicaciones complementarias y que se llegan a realizar en los híbridos de primera generación (Clive, 2012).

Estas variedades híbridas contienen genes apilados y poseen tolerancia al herbicida (Glifosato), también resistencia a lepidópteros, la cual esta conferida por la expresión de genes cp4 epsps de *Agrobacterium sp.* Cepa CP4 y para los genes cry1Ac y cry2Ab de. Con respecto al contenido genético de este tipo de híbridos, es decir, que expresan la proteína CP4 EPSPS y la toxinas Cry1Ac y Cry2Ab, no se han demostrado efectos sobre el metabolismo de las plantas y tampoco que las características acumuladas en las variedades hagan algún efecto interactivo o sinérgico sobre las plantas, y de esta forma haya varios mecanismos de acción (Villalba, 2009).

Durante los estudios realizados se demuestra que además de tolerar aplicaciones de herbicidas y la protección de los lepidópteros, también tienen características fenotípicas similares a las que presenta el algodón convencional, y no hay estudios que demuestren efectos negativos contra el ambiente y en la diversidad biológica ocasionada por este tipo de materiales genéticos de algodón, producidos de forma comercial (Silva, 2005).

2.2.2. Híbridos comerciales de algodón

2.2.2.1. Condición de las variedades disponibles de algodón en México

Actualmente sólo dos empresas comercializan semilla de algodón GM en México. Bayer comercializa la marca Deltapine®, que durante muchos años perteneció a Monsanto, hasta la fusión de estas dos empresas. Bajo esta marca se distribuyen variedades ampliamente usadas en México como DP0912B2RF, DP1219B2RF, DP1321B2RF, DP1359B2RF, DP1441RF, DP1558NRB2RF y DP1555B2RF, todas liberadas comercialmente entre 2009 y 2015. A partir de 2018, con la autorización de dos nuevos eventos biotecnológicos, comenzó con la distribución de las variedades DP1820B3XF, DP1822XF, DP1835B3XF y DP1845B3XF. La empresa BASF comercializa actualmente las marcas Fibermax® y Stoneville®, que pertenecían a Bayer hasta su fusión con Monsanto. La disponibilidad de estas marcas es limitada, debido a que las variedades autorizadas para su liberación comercial en

México ya no se encuentran en catálogos comerciales y la única variedad que producen para el mercado mexicano es FM2484B2F. La producción para México de esta variedad representa altos costos debido a que se tienen que establecer lotes especiales y se deben pagar regalías del evento biotecnológico B2F a Bayer (Herrera *et al.*, 2011).

Existen variedades en proceso de registro de la marca Fibermax®, las cuales contienen eventos biotecnológicos que se encuentran en espera de autorización para liberación comercial o en prueba piloto. Estas son las variedades que se encuentran actualmente en los catálogos comerciales de BASF para EE. UU.; sin embargo, no están disponibles para México por falta de autorización de SEMARNAT y SENASICA (SAGARPA & FAO, 2014).

A nivel internacional la oferta de variedades de las empresas es muy superior a la que existe en México, debido a que en este país no han sido autorizados nuevos eventos biotecnológicos, particularmente a partir de 2019. La marca Deltapine® tiene 29 variedades en su catálogo 2020, de las cuales 17 tienen eventos autorizados en México, pero sólo cinco se importan actualmente. Cuatro de ellas contienen eventos biotecnológicos de autorización reciente (DP1822XF, DP1822XF, DP1835B3XF, DP1845B3XF), pero sólo tienen permiso de liberación comercial en Chihuahua y La Laguna. La variedad restante (DP1555B2RF) tiene permiso de liberación comercial en los siete estados productores de algodón, pero contiene eventos biotecnológicos obsoletos que ya no son de interés comercial para la empresa (Palomo *et al.*, 2000).

Las marcas Stoneville® y FiberMax® tienen en sus catálogos 2020 ocho y 11 variedades, respectivamente. Tres variedades tienen el evento B3XF autorizado en México, pero la empresa no ha tramitado ningún permiso de liberación, probablemente debido a que debería pagar regalías por el uso de este evento. Nueve variedades contienen los eventos GL o GLTP, que se encuentran en espera de permiso para liberación experimental o piloto desde 2019, y cuatro portan el evento GLT que está en espera del permiso de liberación comercial (Palomo *et al.*, 2000).

2.2.2.2. Características agronómicas de los híbridos comerciales

FM989. Este es un híbrido que proviene del mismo germoplasma que FM2334GLT, una de las características importantes de este material es que se adapta fácilmente a los diferentes climas y todo tipo de suelo. Tiene un ciclo de cultivo temprano a comparación con FM2334GLT, pero con un buen rendimiento y calidad de fibra (ISAAA, 2021).

FM1830GLT. Esta variedad de algodón Bollgard II es reconocida por la mayoría de los productores ya que es la que tiene mejor rendimiento, ya sea en terrenos planos o con pendientes. Así también tiene grandes ventajas tales como; alta participación de ginebra, es tolerante a marchitamiento por Verticillium, Fusarium y tizón bacteriano, tolerante a herbicida glifosato y es resistente a todo tipo de lepidópteros plaga. La variedad FM1830GLT tiene una madurez de temprano/medio siempre y cuando se lleven a cabo las prácticas de manejo adecuadas e indicadas en la preparación de la siembra, tasa de siembra, profundidad y condiciones ambientales, esto es para obtener un mayor rendimiento (BASF Unites States, 2019).

FM2334GLT. Algodón Bollgard II, es de ciclo precoz a medio, una de las características principales es que tiene un rendimiento muy alto, con buena calidad de fibra y buena adaptación a las regiones agrícolas. También tiene una excelente germinación y buen establecimiento. Es equivalente agronómicamente, fenotípicamente y fenológicamente a su contraparte convencional (ISAAA, 2021).

DP1321B2RF. Algodón Bollgard II, tiene un potencial de alto rendimiento y con buena calidad de fibra que es la calve más importante para los mercados. Tiene una madurez temprana/media con una excelente estabilidad, resistencia a acame y alta concentración de humedad y tienen tolerancia a Verticillium (BASF, 2019).

DP1558NRB2. Es una de las variedades más recientes en México, sin embargo, hay poca información sobre sus características agronómicas, destaca por ser tolerante a sequía, presentando los más altos rendimientos en suelos franco-limosos y con condiciones de humedad óptimas para su desarrollo de 1370 Kg·ha⁻¹ en algodón pluma lo que equivale a más del 40% y una uniformidad del 84.6% (LSU AgCenter, 2016).

2.2.3. Características especiales en plantas Bt

Las plantas genéticamente modificadas podrían cambiar el ambiente del suelo como consecuencia de la liberación de una composición alterada de exudados de las raíces, ya que éstas dirigirían una selección de las comunidades microbianas de forma distinta con respecto a lo convencional; sin embargo, los estudios realizados a la fecha en este sentido no son concluyentes (Legorreta, 2011).

El algodón GM no aumentan el rendimiento, sin embargo, presentan otras cualidades que evitan que haya pérdidas en el cultivo, tal es el caso de los que presentan transformación que les transfieren resistencia a plagas como insectos y/o tolerancia a herbicidas, pero estos cultivos no son capaces para aumentar su rendimiento, ya que no fueron modificados para aprovechar mejor los nutrientes, o que presenten propiedades que les provea ser tolerantes a factores de estrés u otros parecidos que podrían ayudar al cultivo para que se adapte y tener un mejor rendimiento, estas cualidades se obtienen por el mejoramiento genético convencional, por lo que hay materiales genéticos, variedades o híbridos que tienen estas características y pueden ser o no ser GM (Angella, 2016).

Los cultivos fueron modificados genéticamente en relación a la selección, a su estado silvestre, su domesticación y a través de un mejoramiento controlado de periodos largos. Una de las características importantes de los cultivos GM, son expresar sus genes de interés que no existe en la especie, por ejemplo, la creación de proteínas insecticidas que tiene un origen bacteriano (Cubero, 2013).

2.3. Características de *Bacillus thuringensis*

La especie *Bacillus thuringensis* es una bacteria que habita en el suelo y cuando está en la fase de esporulación la proteína produce enormes cantidades hasta formar un cristal geométrico (Ruíz, 2015).

Esta bacteria es utilizada como un insecticida biológico que se aplica en todo el mundo para lepidópteros o vectores, principalmente. Pertenece a las bacterias Gram+, anaeróbica facultativa, de flagelación peritrica, que mide de 3 a 5 μm de largo por 1 a 1.2 μm de ancho. Son capaces de fermentar glucosa, fructosa, trealosa, maltosa y ribosa, y de hidrolizar gelatina, almidón, glucógeno, esculina y N-acetil-glucosamina. Su característica principal es la síntesis de proteínas que afectan insectos y que durante la esporulación se producen llamada delta-endotoxina (proteínas Cry o Cyt) (Suárez *et al.*, 2016).

2.3.1. Modo de acción de *Bacillus thuringensis* en forma natural

Las larvas de los insectos ingieren las proteínas al momento de alimentarse de la planta; los insectos poseen un intestino medio alcalino, lo que facilita la solubilidad de los cristales que produce la bacteria para su procesamiento. Las proteínas Cry se adhieren al epitelio intestinal del insecto rápidamente y ocho proteínas forman un anillo que crea un poro en el intestino. El contenido alcalino del intestino se va a la hemolinfa del insecto, causando un daño irreversible. El insecto muere al momento que el pH cambia dentro de la hemolinfa y por una infección generalizada al reproducirse la bacteria Bt y otras bacterias de su flora intestinal (Gutiérrez & Xoconostle, 2015).

La bacteria produce los cristales de proteínas Cry, que cuando los insectos lo consumen, las proteínas rápidamente se activan y se procesan, enseguida liberan la delta-endotoxina que se adhiere a las células del intestino creando poros, que esto lleva a un desbalance de los iones y paraliza al sistema digestivo que provoca la muerte de la larva en pocos días (Gutiérrez & Xoconostle, 2015). (Figura 2).

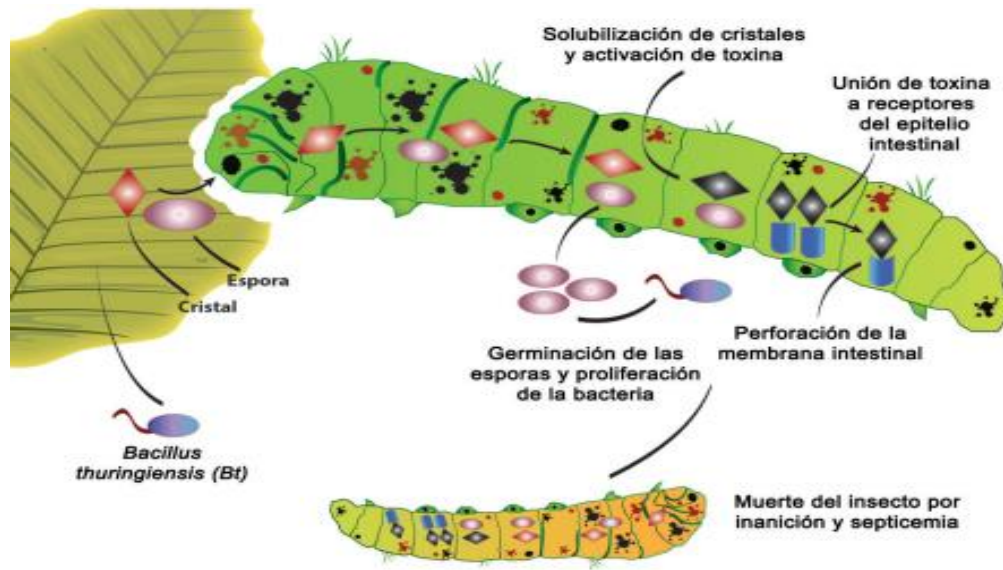


Figura 2. Esquema representativo del modo de acción de *Bacillus thuringiensis* (Gutierrez & Xoconostle, 2015).

Hay que tener en cuenta que las proteínas Cry son muy específicas para ciertas especies de insecto, como dato importante es que no afecta a los humanos, animales, esto se debe que nuestro estomago tiene un pH acido a comparación del insecto, con pH alcalino, por lo que causa la ruptura de la proteína Bt en varios sitios y una iniciativa irreversiblemente (Ruíz, 2015).

2.3.2. Modo de acción de las toxinas Cry mediante cultivos Bt

Estas proteínas son sintetizadas como protoxinas inactivas que las larvas ingieren para alimentarse. Estas se solubilizan en condiciones alcalinas del sistema digestivo del insecto y se convierten por la acción de proteasas de las larvas en péptidos activos (Sauka & Benintende, 2008).

Cuando la toxina se activa se reconoce por el receptor específico y se introduce a la membrana del sistema digestivo de la larva, es ahí cuando pasa una oligomerización que es en forma de canales catiónicos de 0.5 a 1.0 nm de diámetro. Los poros causan un influjo que no es específico para los iones, principalmente los K⁺, que dispersa los gradientes iónicos y disminuye el pH del insecto, lo que provoca una lisis celular osmótica que evita que la larva se alimente. Por otro lado, cuando se destruye los tejidos del insecto se mezcla el

contenido que está en el tubo digestivo con la hemolinfa, que junto con el pH bajo ayudan a la germinación de las esporas de la bacteria, que conduce a una septicemia y posteriormente la muerte de la larva a pocos días que lo hayan consumido (Castañet & Moreno, 2016).

2.3.3. Transformación genética para la resistencia a insectos

La ingeniería genética ha desarrollado muchas variedades de cultivos que expresan genes Cry de *B. thuringiensis*, es así como se convirtieron en plantas insecticidas. Se hace referencia a este tipo de plantas como cultivos GM o Bt. Los primeros informes de plantas transgénicas de Bt se da en 1987, cuando se desarrolló la planta del tabaco (*Nicotiana tabacum*) que producían proteínas Cry para el control del primer instar de gusano del tabaco (*Manduca sexta*). Desde entonces, al menos diez tipos de genes cry distintos se introdujeron en 26 especies vegetales: cry1Aa, cry1Ab, cry1Ac, cry1Ba, cry1Ca, cry1H, cry2Aa, cry3A, cry6A y cry9C. Con esta tecnología existe la ventaja de disminuir las aplicaciones de plaguicidas para tener una buena protección que dure a lo largo del ciclo del cultivo. Otra de las características importantes es que solo los insectos blanco que se alimentan de la planta Bt, son los que mueren y no otros organismos como en el caso de las aplicaciones de insecticidas químicos (Sauka & Benintende, 2008).

Pero, por otro lado, existe una desventaja para las plantas de la cual hay posibles generaciones de poblaciones naturales de insectos que son resistentes aun que se alimente de ella. Este resultado es porque hay determinadas proteínas Cry que no se utilizan ya sea mediante su empleo en plantas GM o con bioinsecticidas que tengan este tipo de proteína (Bravo *et al.*, 2007).

Actualmente en las variedades GM se sugieren que expresen dos genes diferentes (gen cry o un gen tipo vip), con la finalidad de que seas reconocidos por al menos un receptor distinto, para que así puedan ser más efectivos en el control de insectos (lepidópteros) y tendrían el potencial de demorar la aparición de resistencia (Bravo *et al.*, 2007).

2.4. Gusano cogollero *Spodoptera frugiperda*

La especie *S. frugiperda* es conocida como “gusano cogollero” (por el daño que causa a la planta de maíz en el cogollo) si sus alimentos se hacen escasos, las larvas se hospedan en otros cultivos desplazándose en masa, como un gran grupo de larvas (Casmuz *et al.*, 2010). Es una plaga muy importante porque que infestan al cultivo del maíz, algodón, entre otros, se conoce como cosmopolita; ocasiona grandes pérdidas en la producción de cultivos que van desde el 20% hasta el exterminio total del cultivo y afecta desde los primeros días de desarrollo de la planta o cuando la planta tiene entre 40-60 cm. Esta plaga es nativa del centro y sur de América, donde según los estudios realizados causa pérdidas económicas mayores (Del Rincón *et al.*, 2006).

En México, existen varias especies del género *Spodoptera*, las de mayor importancia son: *S. frugiperda*, *S. exigua*, *S. cosmiodes*, *S. eridania*, *S. albula*, *S. dolichos* y *S. androgea*, de las cuales solo las cinco primeras han sido reportadas atacando el algodón (Ordoñez *et al.*, 2015). La mayoría causa daños en las hojas y algunas de ellas adicionalmente en las brácteas, flores y frutos siendo *S. frugiperda* la que afecta y perfora las cápsulas de este cultivo, y es la especie de mayor importancia económica del género en el algodón (Alves *et al.*, 2014).

En las zonas templadas se comporta como una plaga estacional, no sobrevive a los fríos invernales dado que carece de mecanismos de defensa, como la diapausa (Mitchell *et al.*, 1991).

2.4.1. Clasificación taxonómica

La especie *S. frugiperda*, fue citada por (Casmuz *et al.*, 2010)

Reino: Animalia

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Lepidoptera

Familia: Noctuidae

Género: *Spodoptera*

Especie: *S. frugiperda* (J. E. Smith)

2.4.2. Distribución geográfica

Es uno de los géneros que se presenta en todas las partes del mundo, sin embargo, es una especie con mayor distribución en el continente americano, desde el sureste de Canadá hasta Chile y Argentina y también se incluyen todas las islas del Caribe (Figura 3). Esta especie plaga es muy reconocida en las regiones tropicales y subtropicales ya que en estas zonas por la condición del clima que le favorecen el insecto completa su ciclo de vida de forma continua hasta con siete generaciones por año, dependiendo de las unidades calor que se presenten en la región donde se estable. En las zonas templadas y frías se comporta como una plaga estacional, no sobreviven a fríos invernales dado que carecen de mecanismos de diapausa (Casmuz *et al.*, 2010).

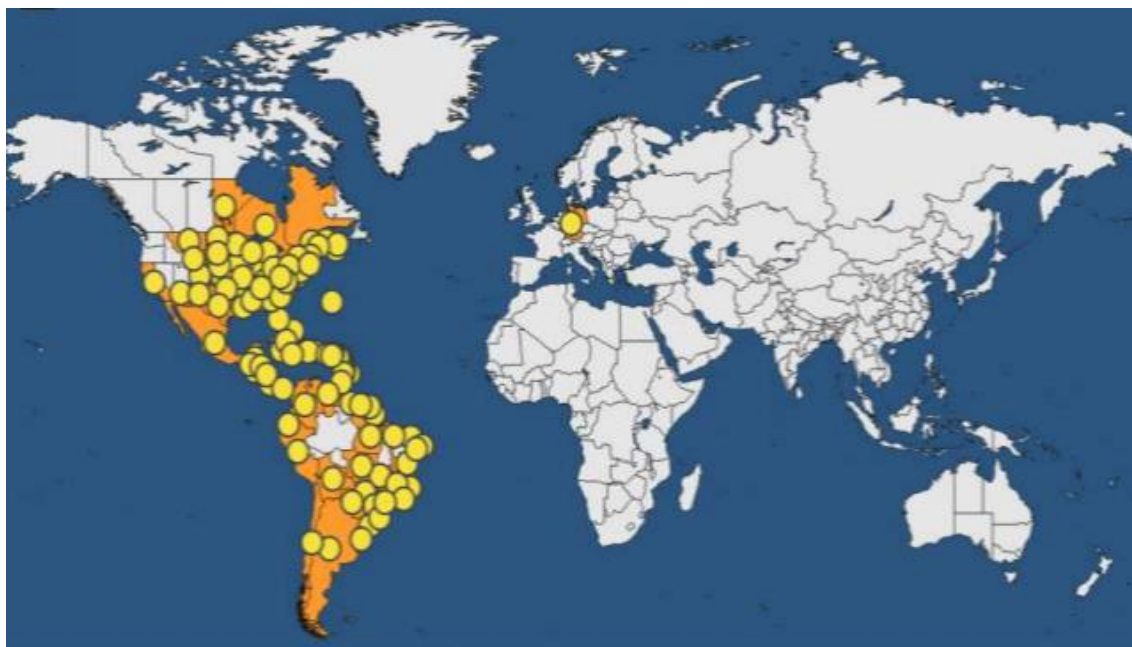


Figura 3. Distribución mundial del gusano cogollero *Spodoptera frugiperda*. (EPPO, 2020).

En México los estudios realizados para *S. frugiperda* indican que se encuentran ampliamente distribuida en todas las zonas donde se siembra el maíz,

causando muchos problemas graves a los agricultores, principalmente en los estados de: Michoacán, Guanajuato, Jalisco, Guerrero, Morelos, Oaxaca, Chiapas y Veracruz. Seguidos por su presencia de daño, también se puede citar a Baja California, Baja California Sur, Sonora, Sinaloa, Nayarit, Chihuahua, Durango, Coahuila, San Luis Potosí, Tamaulipas, Hidalgo, Puebla, México, Campeche, Quintana Roo y Yucatán (Gutiérrez, 2014).

2.4.3. Hospedantes

Además de algodón y maíz esta plaga puede afectar otros cultivos como sorgo, arroz, caña de azúcar, pastos, algunas leguminosas como frijol, alfalfa, soya y cacahuate y cultivos hortícolas como chile, papa, jitomate, alcachofa, cebolla, pepino, col y camote (Alonso *et al.*, 2019).

2.4.4. Ciclo biológico

El ciclo biológico de *S. frugiperda* va a depender de las condiciones de temperatura que se presenten en la región, el ciclo completo de este insecto puede durar de 30 a 70 días, en cada generación el ciclo de vida se divide en cuatro estados: huevo de 2 a 6 días, larva de 17 a 32 días (esta etapa pasa por 6 a 9 estadios), pupa de 6 a 13 días y adulto de 6 a 20 días, la duración de cada uno de ellos varía (PIONEER, 2020; Figura 4).

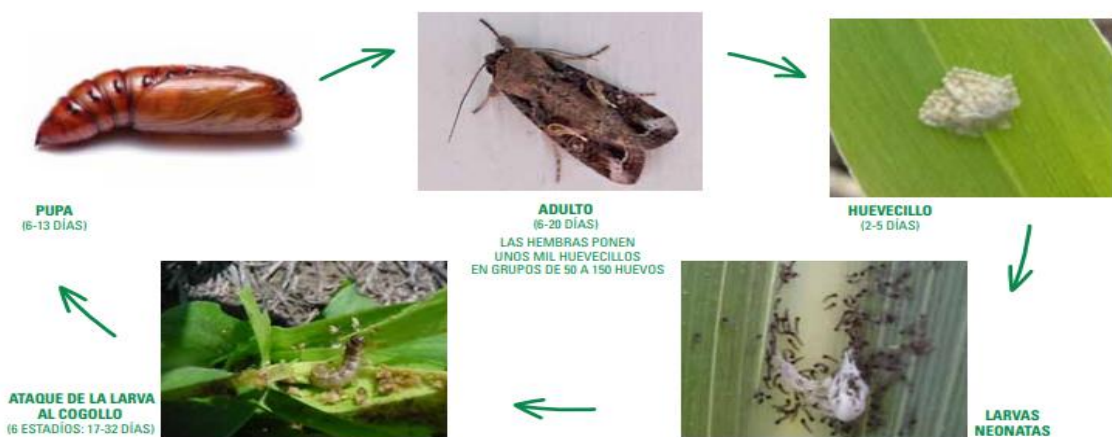


Figura 4. Descripción gráfica del ciclo biológico de la especie *Spodoptera frugiperda*. Fuente: (PIONEER, 2020).

2.4.5. Características morfológicas

Los huevos, son de color blanco perla, puestos en grupo, protegidos por las escamas y secreciones bucales de las palomillas hembras. Tienen una medida aproximada de 0.5 mm de diámetro y 0.3 mm de altura, varían de 40, 150 y hasta 1500 huevos por postura, que los coloca en el envés de las hojas. La incubación varía de 2 a 5 días (Godim *et al.*, 2014).

Las larvas, son de color café amarillento a café oscuro; a los laterales son blanquecinas y presentan tres líneas longitudinales laterales medio amarillentas y moteadas. La cabeza es parda con reticulaciones y franjas oscuras y en el último estadio alcanzan una longitud máxima de 30-38 mm. Las larvas recién nacidas viven en grupos al principio y se van separando con el paso de los días, debido al canibalismo que existe entre ellos, quedando una por cada planta de maíz. Cuando comienzan a alimentarse lo hacen por el envés de las hojas, luego se dispersan y pasan al cogollo de la planta; se alimentan de las hojas que están en crecimiento, las cuales después de ciertos días se muestran muchas perforaciones irregulares. Las larvas generalmente pasan de entre seis a nueve estadios en un lapso que puede durar de 2 a 4 semanas; pasado este tiempo se incorporan al suelo para poder pupar (Villa & Catalán, 2018).

Las larvas más desarrolladas se pueden identificar perfectamente debido a que presentan una forma de “Y” invertida sobre la cabeza, además llegan a presentar unas manchas negras en la parte lateral, con cuatro puntos negros en el último segmento abdominal y el cuerpo toma un aspecto rugoso (Casmuz *et al.*, 2010; Figura 5).

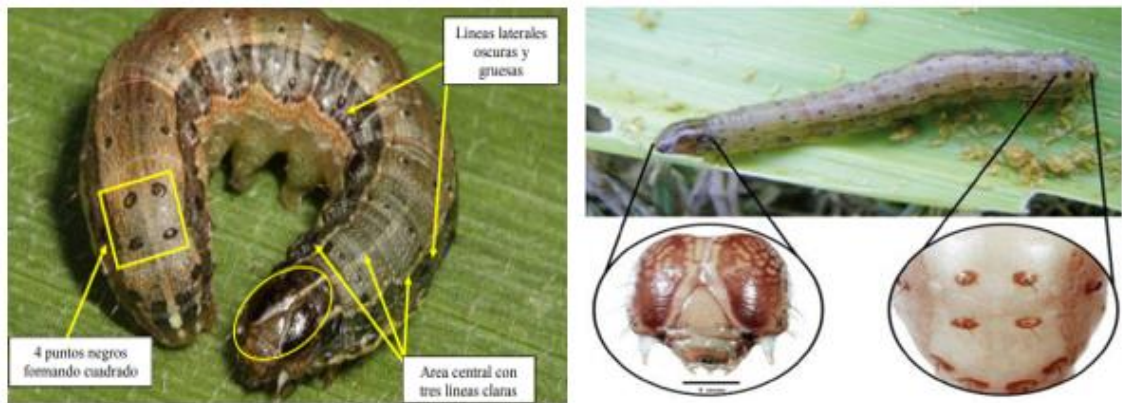


Figura 5. Representación de los caracteres morfológicos para la identificación de *Spodoptera frugiperda* en estado inmaduro. Fuente: www.agrosintesis.com

Las pupas pueden llegar a medir hasta 18 mm de longitud y son de tipo obtecta con un color rojizo brillante, el protórax más oscuro, encontrándose normalmente de 2-5 cm enterradas en el suelo, donde la temperatura es de gran ayuda para el desarrollo de la misma debido a que no tolera los climas muy fríos, este período puede durar de 6 a 13 días, luego pasan a adultos; y de esta forma se cumple su ciclo (López, 2019), este aspecto del ciclo de vida del insecto puede considerarse muy importante: la exposición con temperaturas bajas (<math><2^{\circ}\text{C}</math>) durante períodos breves (<math><4</math> días) puede matar a las pupas. En general, las pupas mueren con altos porcentajes, cuando son expuestas durante periodos muy cortos (1 a 15 días) a temperaturas por debajo de

Los adultos son palomillas que miden aproximadamente 3.75 cm de extensión en el ala. En el adulto macho, las alas tienen color marrón claro, con seis marcas oscuras y líneas irregulares pálidas en el centro, mientras que las alas de la hembra son más oscuras y poco grises, con diseños que se notan menos. Los adultos generalmente son de hábitos nocturnos y tienen una duración de vida que varía de 6 a 20 días, dependiendo de las condiciones del clima; las hembras durante su vida ovipositan hasta 3 600 huevecillos los cuales los ponen en masas (Flores, 2013).

2.4.6. Síntomas de los daños causados en algodón

La característica más distintiva de la especie es que puede causar daños en el algodón en todo el ciclo del cultivo. Cuando las plantas germinan inmediatamente actúan como trozadoras causando la pérdida de la plántula por corte del tallo al ras del suelo, ya que también se conoce en esta etapa como oruga militar tardía (Degrande, 1998).

Cuando el cultivo está más desarrollado, las larvas recién eclosionadas permanecen juntas y raspan las hojas comiendo el parénquima foliar sin ingerir la epidermis dejando áreas de tejido transparentes que es muy fácil observar a simple vista; en los siguientes instares se empiezan a separar con un fino hilo por su boca hasta toparse con las brácteas de las cápsulas y/o botones florales consumiéndolas y haciendo orificios por lo que entran dentro de las estructuras, es muy común encontrar larvas dentro de las flores y cápsulas. Cuando se tocan, se enrollan rápidamente, colocando la cabeza sobre el cuerpo. Una vez completando su ciclo dentro de las cápsulas, perforan la base de los frutos y caen al suelo para pupar (Degrande, 1998).

El umbral económico para emitir estrategias de manejo y control para esta plaga se basa en el número de larvas por superficie o el número de larvas en 100 flores o cápsulas; cuando actúa como cortadora es de dos larvas por metro lineal de surco, mientras que cuando actúa como “capullera” es de 5 a 10% de órganos fructíferos dañados. Para las otras especies de *Spodoptera*, aún no se conoce el umbral económico (Casuso *et al.* 2016).

2.5. Casos de resistencia de lepidópteros a las toxinas Cry de Bt

Uno de los primeros reportes de resistencia a las toxinas de *B. thuringiensis*, fue de la polilla de los granos (*Plodia interpunctella* Hübner) en almacén (Tabashnik *et al.*, 1994).

Se reportó la polilla dorso del diamante (*Plutella xylostella* Linnaeus, 1758) resistente a *B. thuringiensis* en campo abierto, el potencial de desarrollo de resistencia de esta plaga, se debe de considerar importante debido al espectro de acción que pueden presentar los genes que expresan las toxinas de *B. thuringiensis*. (Tabashnik *et al.*, 1990).

Poblaciones de plagas lepidópteras recolectadas en varios sitios de Puerto Rico en el cultivo de maíz, no fueron afectadas por la proteína Cry1F. En bioensayos realizados, donde se evaluó la proporción de resistencia a esta toxina, demostró que la herencia es de forma autosómica y altamente recesiva y los insectos resistentes fueron moderadamente menos sensibles que los adaptados a las condiciones de laboratorio (Storer *et al.*, 2010).

En estudios de la resistencia del mosquito del dengue (*Aedes aegypt* L., 1762) a *Bacillus thuringiensis* var. *Israelensis* por presión de selección, mostraron resistencia a esta bacteria y se observó un cambio pequeño, pero estadísticamente significativo en esta resistencia ya que aumento al doble (Goldman *et al.*, 1986).

En *Musca domestica* con *Bacillus thuringiensis* var. *thuringiensis* Berliner, indicaron que las moscas domésticas adultas podrían desarrollar cierta resistencia a este patógeno (Wilson & Burns, 1968).

Existen reportes en países como la India y Brasil sobre la aparición de casos de resistencia de insectos a proteínas de Bt y en donde se están implementando planes de mitigación acorde con sus condiciones de manejo agronómico y condiciones ecológicas de cada país (Tabashnik *et al.*, 1990).

En Brasil se detectó resistencia de *S. frugiperda* a la proteína Cry1Fa de la bacteria *B. thuringiensis*, los insectos se obtuvieron de una colecta de insectos blancos en el cultivo de maíz Bt, también mostró alta resistencia cruzada a Cry1Aa y baja resistencia cruzada a toxinas Cry1Ab y Cry1Ac (Monnerat *et al.*, 2015).

En la unidad laguna se hicieron estudios de dos poblaciones Chihuahua y Coahuila de (Lepidoptera: Noctuidae), *Helicoverpa zea* y *Heliothis virescens* que estaban asociadas al cultivo de algodón GM y convencional, en donde los resultados dieron que *H. virescens* se reportó nula resistencia, pero en caso de *H. zea* resulto que tiene una resistencia al Bt (Guzmán *et al.*, 2018).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Localización del experimento

El experimento se llevó a cabo en las instalaciones del Departamento de Parasitología en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN), Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. La Universidad se ubica geográficamente en los 25° 35´ 23" de latitud norte y 101° 02´ 72" de latitud oeste, con una altitud de 1743 m.s.n.m. (Figura 6).

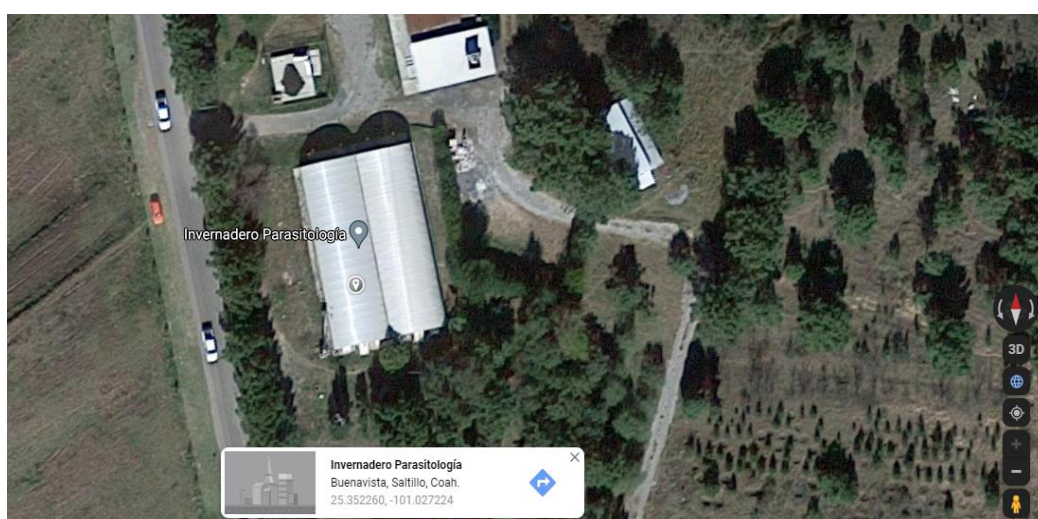


Figura 6. Localización de los invernaderos de parasitología, UAAAN.

3.2. Poblaciones de *Spodoptera frugiperda*

Para el desarrollo de esta investigación se evaluaron dos poblaciones de *S. frugiperda*, una línea base susceptibilidad de campo con alta presión de selección a insecticidas químicos, proveniente de Celaya, Guanajuato y una línea presuntamente resistente con alta presión de selección por toxinas Cry de Bt, colectada en la región productora de algodón La Laguna, en el municipio de San Pedro, Coahuila. Las poblaciones fueron recolectadas en el cultivo de maíz.

3.2.1. Línea base susceptibilidad

Primero se recurrió a desarrollar y mantener la línea base susceptible, necesaria para establecer los bioensayos, en la prueba de resistencia a las toxinas Cry, por lo que, para obtener esta línea, se realizaron colectas de lepidópteros, en el año 2020 en el Rancho San Isidro de Troje, Celaya, Guanajuato (Cuadro 2).

Cuadro 2. Recolectas de material genético para establecimiento de líneas presuntamente susceptibles a las toxinas Cry del Bt.

ID de la población	Localidad	Coordenadas geográficas	Cultivo	Especies	Total de individuos colectados	Mes de recolecta	Colector
GTO-CEL1 (POB4Sf*)	Rancho San Isidro de Trojes, Celaya, Guanajuato	N: 20°55'56" W: 100°89'66"	Maíz	<i>S. frugiperda</i>	200 pupas	Mayo	José Francisco Rodríguez Rodríguez

*ID asignado en el informe de actividades del año 2020 en el proyecto 1043 "Monitoreo de insectos a las toxinas Cry de Bt" del Programa de Cátedras CONACYT. Responsable: Dra. Miriam Sánchez Vega (CONACYT-UAAAN, Departamento de Parasitología).

3.2.2. Línea presuntamente resistente a las toxinas Cry de Bt

La línea presuntamente resistente a las toxinas Cry de Bt, se colectó en la zona productora de algodón Bt, conocida como la Región lagunera, ubicada en el norte del país, específicamente en el municipio de San Pedro de las Colonias, en un predio a pie de la carretera San Pedro-Cuatrociénegas (Cuadro 3). Las colectas se realizaron en cultivos de maíz aledaños a parcelas establecidas con algodón GM, que fungían como refugio al cultivo de algodón.

Cuadro 3. Recolectas de material genético para establecimiento de líneas presuntamente resistentes a las toxinas Cry del Bt, de la región norte del país Coahuila y Chihuahua.

ID de la población	Localidad	Coordenadas geográficas	Cultivo	Especies	Total de individuos colectados	Mes de recolecta	Colector
COA-SPE1 (POB3Sf*)	San Pedro de las Colonias, Coahuila	25°47'52.07" N 102°58'48.50" O	Maíz	<i>S. frugiperda</i>	150 larvas	Julio	Ing. Jaime Chávez Márquez

*ID asignado en el informe de actividades del año 2020 en el proyecto 1043 "Monitoreo de insectos a las toxinas Cry de Bt" del Programa de Cátedras CONACYT. Responsable: Dra. Miriam Sánchez Vega (CONACYT-UAAAN, Departamento de Parasitología).

3.3. Protocolo para la colecta de especímenes en campo

Las colectas se realizaron en estado larval en botes de plástico del no. 00 (Figura 7), se mantuvieron con dieta artificial (Cuadro 4) desde el momento de la colecta hasta su traslado al laboratorio. Por lo que, para la recolección de campo, específicamente para la población de San Pedro, se seleccionaron cuatro puntos de muestreo a 20 m de distancia entre ellos. Dentro de cada punto de muestreo se recolectaron larvas en desarrollo del tercer a quinto instar para asegurar que sobrevivan en condiciones de laboratorio. Con la finalidad de reducir la probabilidad de que vinieran de los mismos progenitores, se tuvo que coleccionar una larva por planta, con mucho cuidado de que las larvas no estuvieran a no menos de dos plantas de distancia. En total, se recolectaron 240 larvas.

Cuadro 4. Dieta artificial que contiene los requerimientos nutricionales necesarios para el adecuado crecimiento y desarrollo de larvas y adultos de lepidópteros (POPDieta-IMAmt2019).

Inmaduros	Adultos
Componente I	
1000 mL de agua destilada estéril	20 g de miel
60 g de frijol blanco	20 g de azúcar
50 g de germen de trigo	6 g de ácido ascórbico
31 g de levadura de cerveza	1 mL de vitaminas
25 g de proteína de soya	1 mL de tetraciclina
25 g de caseína	
3 g de Nipagin	
Componente II	
1.5 g de ácido sórbico	
3.0 g de ácido ascórbico	
7.5 mL de solución vitamínica	
0.25 mL de tetraciclina	
1.5 mL de formaldehído	
Componente III	
15 g de agar	



Figura 7. Vasos y tapa de plástico del número 00 con dieta, para la individualización de la larva.

En el laboratorio, se hizo la purificación de los individuos, por lo que se eliminaron aquellos que venían parasitados, muertos, con daño mecánico, o en estado de diapausa; al menos un 80% de larvas llegaron al estado adulto. A partir de estas larvas se iniciaron las crías de las poblaciones mediante manejo de crianza para esperar progenie (F1).

En el caso de la colecta de San Isidro de las Trojes, esta se envió vía paquetería en estado pupal, se eliminaron los individuos que llegaron muertos o afectados con daño mecánico, así como aquellos adultos que emergieron durante el traslado y se esperó la primera generación filial (F1), para el establecimiento de bioensayos.

3.4. Manejo de insectos en laboratorio

Se acondicionó una jaula de 2.0 x 0.60 x 0.40 m, con hule cristal (Figura 8), con la finalidad de tener aisladas las poblaciones de *Spodoptera* y dar las condiciones adecuadas (tipo cámara climática), para tener control de la temperatura, humedad relativa y fotoperiodo, lo más cercano a los requerimientos para el desarrollo óptimo de esta especie (fotoperiodo 14 h luz y 10 h oscuridad y temperatura 19.5-25°C y humedad relativa del 45 al 60%), por lo que las condiciones a las que se establecieron en el laboratorio fueron: temperatura de 22°C a 27°C, con una humedad relativa de 15% a 60% (la cual se regulaba con botes llenos de agua intercalados entre la cámara) y un

fotoperiodo de 12:12 luz-oscuridad, esto debido a que no se cuenta con el equipo necesario para tener un control más preciso dichas condiciones.



Figura 8. Jaula con hule de cristal, tipo cámara climática, para tener las poblaciones de *S. frugiperda*.

Las larvas, ya purificadas, se individualizaron en vasos de plásticos con tapa del número 00 y con dieta artificial (Figura 7), hasta llegar al estado de pupa. Las pupas se retiran de la dieta artificial (Figura 9) y se desinfectaron por 5 min en una solución de hipoclorito al 0.5%, se enjuagaron con agua destilada estéril, se dejaron secar y posteriormente se colocaron en las jaulas de crianza para adultos (tubos PVC de 8"), aproximadamente de 20 a 90 pupas por jaula, tapados con una tela entomológica (organza) para evitar la fuga de los adultos emergidos, facilitar la manipulación de los insectos y promover la aireación; las jaulas se elaboraron especialmente para mantener los adultos en reproducción (Figura 10). Como fuente de alimentación de los adultos se les colocó en la jaula un vaso con algodón impregnada con una solución de dieta para adultos (Cuadro 4) y otro con agua destilada estéril.



Figura 9. Pupas purificadas, listos para llevarlo a jaulas.



Figura 10. Jaulas hechas con tubo PVC, para la cría de los adultos.

El interior las jaulas se forró con papel y se colocó también hojas de papel dobladas en forma de triángulo, para facilitar la ovoposición de las palomillas y la extracción de las masas de huevecillos o posturas y se colocaban sobre platos con un papel desecante, para poder ser maniobradas. Cuando se empezaron a ver las primeras oviposiciones en la tela de la jaula o en el papel, inmediatamente los adultos se cambiaban de jaula, para ello se tuvieron que meter al refrigerador a -4°C por cinco minutos para que se adormezcan y con las luces apagadas (solo la luz del día) se realizaban los cambios, así se evitaba la fuga de los adultos.

Las ovipositoras fueron desinfectadas en una solución de formaldehído al 5% por 5 min, se lavaron en agua estéril por otros 5 min, se pasan a sulfato de cobre pentahidratado al 1% por 2 min, y un lavado final en cloruro de benzalcónico al 0.2% por 2 min, posteriormente se dejan secar en una sanita estéril, al aire libre. La masa de huevecillos (Figura 11) se colocaba en vasos de plásticos de 500 mL con trozos de dieta artificial (Cuadro 3) para esperar su eclosión y crecimiento hasta el tercer instar y posteriormente ser utilizadas en el establecimiento de los bioensayos.



Figura 11. Masas de huevos de *S. frugiperda* sobre papel blanco, para promover oviposición.

El ciclo de los insectos fue controlado, es decir, que las poblaciones se estandarizaron y homogenizaron para que ovipositarán, eclosionaran, puparan y emergieran los adultos en el mismo tiempo, según cada etapa y población, por lo tanto, individuos que se atrasaron o adelantaron en días fueron eliminados.

Todos los materiales y reactivos que se utilizaron para la cría y mantenimiento de los insectos fueron esterilizados principalmente con luz UV y trabajados con las condiciones de asepsia de forma estricta, para evitar contaminación y pérdida de individuos.

3.5. Establecimiento del cultivo de algodón

Se sembraron cuatro variedades híbridas de algodón Bt (FM1830, FM2334, DP1321 y DP1558) y una variedad convencional (FM989), se establecieron en macetas de 10 litros, como sustrato se utilizó una mezcla de humus más suelo de los campos de la Universidad, se establecieron seis repeticiones y como unidad experimental dos plantas por maceta, la siembra se realizó en el invernadero de Parasitología de la UAAAN, desde el 12 de marzo del 2020; el cultivo se manejó con riego por goteo, fertilización orgánica vía foliar y radical, con composta, control de plagas como trips y araña roja, con repelente y extractos orgánicos. El cultivo se estableció con la finalidad de obtener material vegetal para el establecimiento de bioensayos en laboratorio y ser utilizado como dieta alimenticia para las larvas y como fuentes de toxinas Cry.

3.6. Material vegetal

El material vegetal se utilizó fresco como dieta, para probar susceptibilidad a las toxinas Cry de Bt en las dos poblaciones de *S. frugiperda* (*GTO-CEL1* y *COA-SPE1*; Cuadro 2 y 3), se cortaron las hojas o folios de la parte tierna de las plantas (para asegurar la expresión de las toxinas Cry), por cada variedad híbrida de algodón establecida en el invernadero.

Todo el material fue manipulado con condiciones asépticas, por lo que en el laboratorio las hojas o folios se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 1% y una gota de jabón líquido para romper la tensión superficial, pasando al agua destilada por varias veces para quitar los residuos y evitar que esto afectara los resultados de los bioensayos. Posteriormente se extendieron en papel absorbente para poder secarlas bien.

Cada folio de las plantas por híbrido se dividió en cuatro segmentos, considerados estos como unidad experimental para los bioensayos, y cada cuarta parte de la hoja se colocó de forma individual en una caja Petri de 9.0

cm de diámetro. Para mantener hidratadas las hojas fue necesario colocar una motita de algodón humedecida con agua destilada estéril, dentro de cada caja.

3.7. Establecimiento de bioensayos

Para el establecimiento de los bioensayos se consideró a una hoja dividida en cuatro segmentos con una larva cada uno, como unidad experimental y como una repetición; en el invernadero, se establecieron seis repeticiones por lo que esto se mantuvo en laboratorio, manteniendo un arreglo experimental completamente al azar (Cuadro 5).

Cuadro 5. Características de los bioensayos establecidos para determinar la susceptibilidad a toxinas Cry de Bt en dos poblaciones de *S. frugiperda*, sometidas a dieta vegetal proveniente de híbridos de algodón GM.

Componentes del experimento	Numero	Descripción
Poblaciones de <i>S. frugiperda</i>	2	GTO-CEL1: Celaya, Guanajuato COA-SPE1: San Pedro, Coahuila
Tratamientos	5	FM1830 GLT (Cry1Ab y Cry2Ae) FM2334 GLT (Cry1Ab y Cry2Ae) DP1558 NRB2RF (Cry1Ac, Cry 2Ab) DP1321 B2RF (Cry1Ac, Cry 2Ab) FM989 convencional (testigo)
Repeticiones	6	Una planta de cada tratamiento por repetición
Unidad experimental	4 larvas por repetición	Se consideró una hoja o folio por planta dividida en cuatro segmentos, cada segmento se instaló en una caja Petri de forma individual con una larva de 2do a 3er instar.

Por cada caja Petri se colocó una larva del 2do al 3er instar, se consideró que una larva llegó a dicho instar cuando estaba dentro de las dimensiones de longitud de 0.5 cm. Se puso una larva por caja para evitar el canibalismo y se sellaron las cajas con cinta para que no se fugaran.

3.8. Evaluación y toma de datos

Después de la exposición de las larvas a la dieta vegetal, se evaluaron por siete días consecutivos cada 24 horas el porcentaje de mortalidad de las

larvas, a las 24 h, 48 h, 72 h, 96 h, 120 h, 144 h y 168 h y se les considero como muertas aquellas larvas que estaba flácidas o con movimientos anormales cuando se movían con un pincel; se consideró también el número de fugas, para disminuir el error experimental. Las larvas supervivientes de cada tratamiento y repeticiones se pasaron a dieta artificial para seguir su evaluación con otro proyecto.

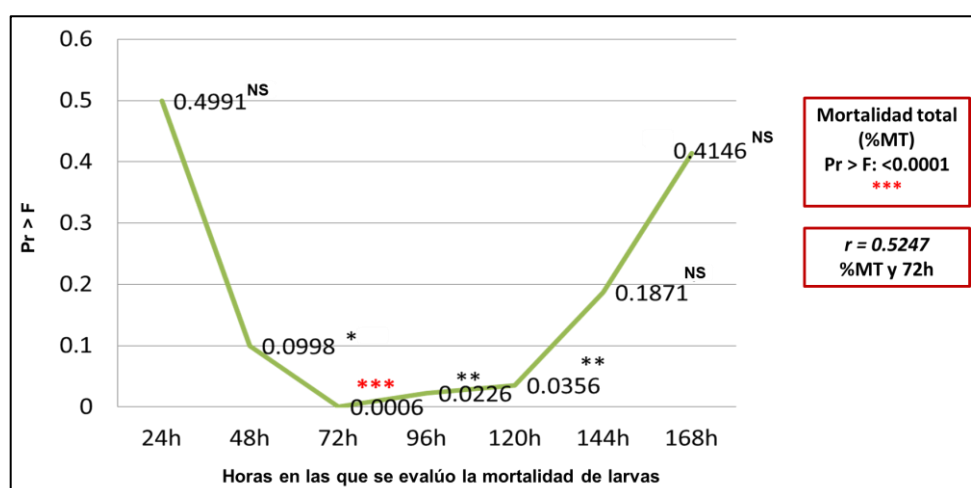
3.9. Análisis estadístico

Se realizó un análisis descriptivo, con la elaboración de graficas de tendencia con los promedios obtenidos por tratamiento y población de *S. frugiperda*, expresando el porcentaje de mortandad para cada evaluación, con apoyo de Microsoft Office Excel (2010). Además, se realizó un análisis de varianza y un análisis de comparación de medias, con la finalidad de determinar si los bioensayos presentaron resultados estadísticamente confiables que indique la efectividad de los híbridos para el control de este lepidóptero con algodón Bt, para ello se empleó el paquete estadístico SAS (Statistical Analysis System, versión 9.0).

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Análisis de varianza y expresión de la mortalidad de larvas

Los resultados que se obtuvieron mediante el análisis de varianza en la evaluación para verificar la susceptibilidad de dos poblaciones de *S. frugiperda* a las toxinas Cry de Bt, mostraron diferencias altamente significativas con una confiabilidad del 99% ($\alpha \leq 0.01$; Figura 12) a las 72 horas de la evaluación, tanto para las poblaciones del cogollero (*GTO-CEL1* y *COA-SPE1*), como entre las variedades del algodón en estudio (FM1830 GLT, FM2334 GLT, DP1558 NRB2RF, DP1321 B2RF, FM989), por lo que el porcentaje de mortalidad varió día con día, desde las 24h hasta las 168h con 14.6% a 58.8% (Cuadro 6, Figuras 13). Al respecto, Valencia *et al.* (2014), en un trabajo con *S. frugiperda*, donde alimentaron larvas con tejido vegetal reportan diferencias significativas entre tratamientos, comparando los híbrido DP141B2RF y NuOPAL con un el híbrido convencional DeltaOPAL RR, donde indican porcentajes de supervivencia del 3.4%, 35% y 53.3%, respectivamente, en esta investigación se encontró un porcentaje de supervivencia de 41.2%, lo que indica que existe variación entre los híbridos evaluados y las poblaciones de insectos sometidas a este tipo de bioensayos.



Pr > F: Probabilidad del valor del estadístico de F (Fisher) calculado; NS: No significativo; *: diferencias significativas con una confiabilidad del 90% ($\alpha \leq 0.10$); **: diferencias significativas con una confiabilidad del 95% ($\alpha \leq 0.05$); ***: diferencias altamente significativas con una confiabilidad del 90% ($\alpha \leq 0.01$); r: correlación de Pearson.

Figura 12. Valores de significancia estadística calculada en el modelo del análisis de varianza para cada una de las evaluaciones en la mortalidad de larvas de *S. frugiperda*.

Cuadro 6. Cuadrados medios del análisis de varianza para la mortalidad a las 72h y para la total.

Fuente de variación	GI	72h	%MT
Variedad	4	0.2029***	2.2173***
Población	1	0.0944 ^{NS}	0.6594*
Repetición	5	0.1142**	0.1006 ^{NS}
Error	49	0.0380	0.1737
Total corregido	59		
CV%		97.53	54.29
R²		0.44	0.54
Media		19.16	58.75

gi: grados de libertad; CV%: porcentaje del coeficiente de variación; R²: coeficiente de determinación; ^{NS}: No significativo; *: diferencias significativas con una confiabilidad del 90% ($\alpha \leq 0.10$); **: diferencias significativas con una confiabilidad del 95% ($\alpha \leq 0.05$); ***: diferencias altamente significativas con una confiabilidad del 90% ($\alpha \leq 0.01$); 72h: horas en las que se evaluó la mortalidad de larvas; %MT: porcentaje de mortalidad total.

Al analizar la mortalidad por día y acumulada se encontró que a los tres días (72 h) hubo mayor porcentaje de mortalidad con un promedio entre localidades y poblaciones de 19.2% con respecto al total, mientras que el porcentaje de mortalidad acumulada al finalizar las evaluaciones rebasa más del 50% de la población (58.8%; Figura 13). Estos resultados fueron constantes en todos los análisis por lo que sugieren que la efectividad de las toxinas Cry en dieta vegetal para *S. frugiperda*, puede realizarse a las 72 h, debido a que la mortalidad expresada después de este tiempo no es significativa, por lo tanto, ya no es necesario evaluar por más tiempo este efecto.

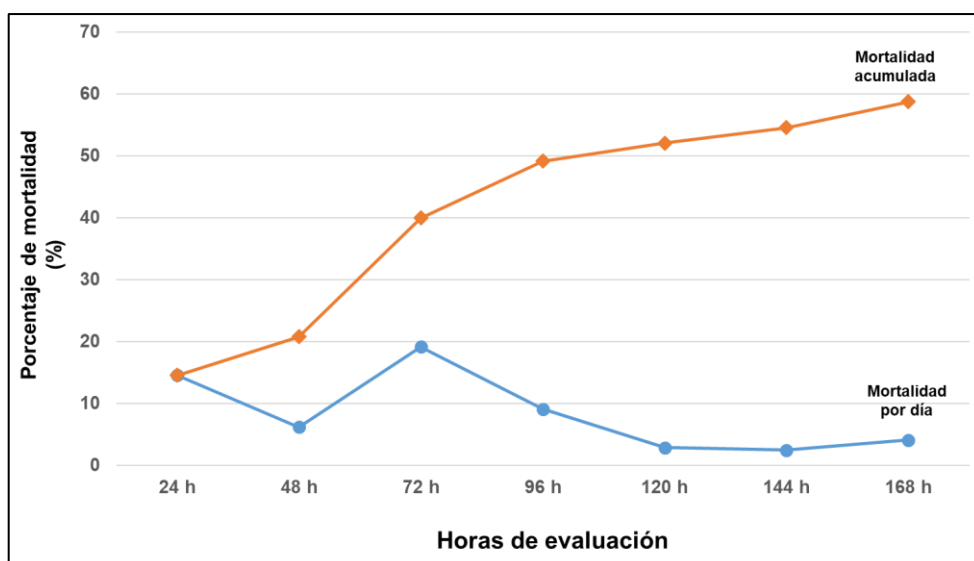


Figura 13. Expresión de la mortalidad de larvas de *Spodoptera frugiperda*, en la evaluación de susceptibilidad a variedades de algodón Bt.

4.2. Análisis por variedad de algodón

Se realizó un promedio de los valores obtenidos para el porcentaje de mortalidad entre las dos poblaciones de gusano cogollero y en cada dato obtenido por horas, con la finalidad de identificar el híbrido que resulto ser más efectivo para el control de este lepidóptero, de igual forma se obtuvo la tendencia de la mortalidad acumulada al finalizar los bioensayos por cada variedad de algodón. El análisis de comparación de medias también expresó las diferencias estadísticas obtenidas para cada híbrido de algodón a las 72 h, las cuales expresaron el mayor porcentaje de mortalidad, los materiales pertenecientes a la línea comercial FiberMax®, en comparación con el testigo que también es de esta línea comercial y con respecto a los híbridos de la línea DeltaPine® (Figura 14, 15 y 16).

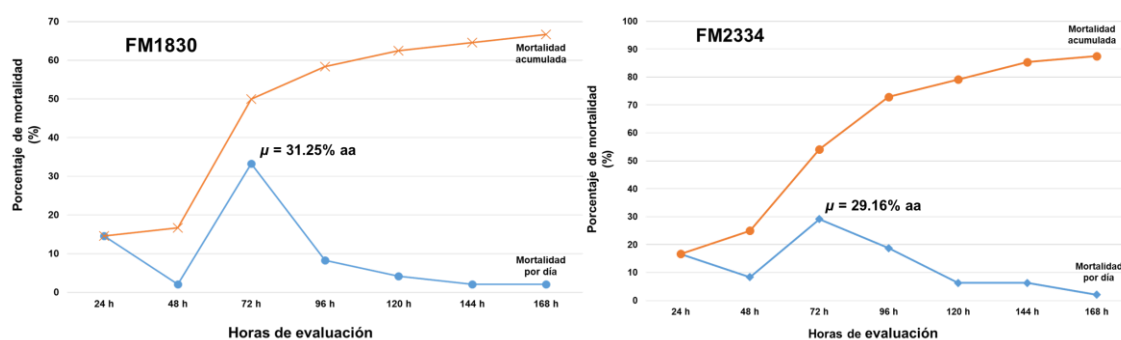


Figura 14. Expresión de la mortalidad de larvas de *Spodoptera frugiperda*, en la evaluación de susceptibilidad a variedades de algodón Bt en las líneas FiberMax®.

La variedad FM2334GLT, es uno de los materiales que más se siembra en la Región de la laguna, por lo con este estudio se corrobora aun la eficacia de este material al menos para gusano cogollero, a pesar de que Gómez *et al.* (2018) y Mendelsohn *et al.*, (2003), indiquen que las toxinas Cry1Ab o Cry1Ac presentes en algunos de los híbridos de algodón que se siembran en México, muestren baja susceptibilidad contra *S. frugiperda*, plaga que recientemente en México está causando daños significativos al cultivo de algodón Bt. El híbrido FM2334, por tanto, también resultó con el mayor porcentaje de mortalidad acumulada muy cercano al 100% (87.5%), con respecto a todos los híbridos evaluados (Figura 14).

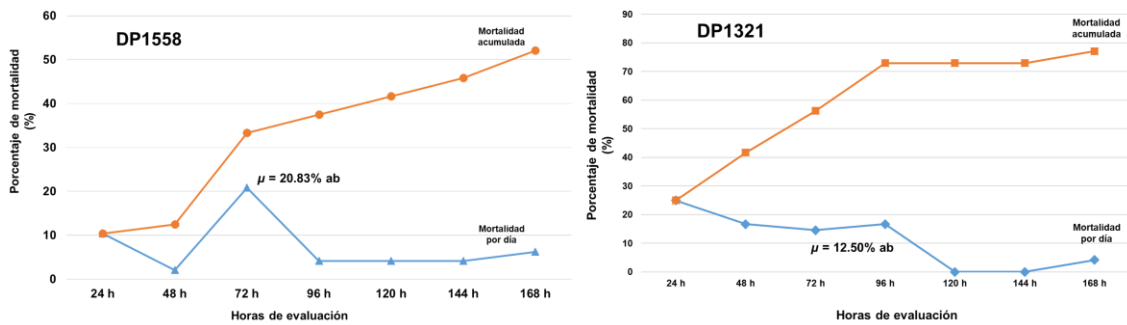


Figura 15. Expresión de la mortalidad de larvas de *Spodoptera frugiperda*, en la evaluación de susceptibilidad a variedades de algodón Bt en las líneas DeltaPine®.

Los híbridos evaluados de la línea comercial DeltaPine®, expresaron menor eficacia en el control de *S. frugiperda* con respecto a las otras variedades que se probaron. Dentro de las dos variedades en estudio de esta línea, se encontró que el híbrido DP1558, fue menos eficiente con 52.1% de mortalidad con respecto a 77.1% de la variedad DP1321 (Figura 15). Cabe destacar que en un estudio por el SNICS (2020), relacionado al abasto de semilla de algodón en México, reporta que estas dos variedades ya no aparecen registradas en el catálogo comercial 2020 de la empresa Bayer, sin embargo en México 27 títulos de obtentor han sido revocados de 61, debido a que las empresas productoras de semilla no han actualizado sus catálogos de disponibilidad en México, por lo que no existe semilla categoría Certificada disponible de los materiales que se evaluaron, relacionados con esta línea, esto indica que dichos materiales han sido retirados definitivamente del mercado. Se asume que probablemente está relacionado a la efectividad de éstos híbridos en campo, como lo que se encontró en esta investigación.

En algunos estudios se ha encontrado que el consumo de plantas que expresan toxinas insecticidas de Bt en lepidópteros afectan la eficiencia de conversión del alimento ingerido, la cual se debe a que el insecto, al momento de consumir la hoja del algodón GM, las toxinas se adhieren al epitelio del intestino medio de la larva, por lo cual la concentración y su energía se dañan por las endotoxinas que esta produce (Liithy & Wolfersberger, 2000) en lugar del crecimiento larval. Estos resultados coinciden con investigaciones similares en las que Chen *et al.* (2005) reportan para *Helicoverpa armigera* Hübner, en el cual las larvas que se alimentaron de algodón Bt se redujeron drásticamente

para el consumo del alimento ingerido. En este estudio no fue posible evaluar estos efectos en las larvas, sin embargo, fue notorio observar que las larvas sobrevivientes que llegaron a pupar, presentaron tamaño reducido y algunos adultos emergían deformes.

El comportamiento que se presentó de mortalidad en las larvas cuando se expusieron a la dieta vegetal en el tratamiento testigo, es decir, el híbrido de algodón que es convencional y no contienen toxinas insecticidas fue baja y ésta se debió a las condiciones de manejo de las poblaciones y/o abióticas; sin embargo, se expresa un incremento a las 144h (Figura 16), esto pudo deberse a que el tejido vegetal se deshidrato o que el alimento suministrado se agotó. Estos resultados indican que las poblaciones sometidas a las toxinas Cry de Bt, vía dieta vegetal presentaron efectividad en la mortalidad de larvas esto comparado con el testigo. Paliwal *et al.* (2001), en un estudio realizado con la fertilización de las plantas nos dicen que con base a la disponibilidad de nutrientes en el suelo para la planta puede influir sobre el nivel de susceptibilidad al ataque de *S. frugiperda* y este efecto depende del cultivar. Moreno, 2009 demuestra que las condiciones de tensión ambiental favorecen la diferencia de la expresión de varios cultivos, que nos permite la identificación de características sobresalientes como la resistencia a plaga.

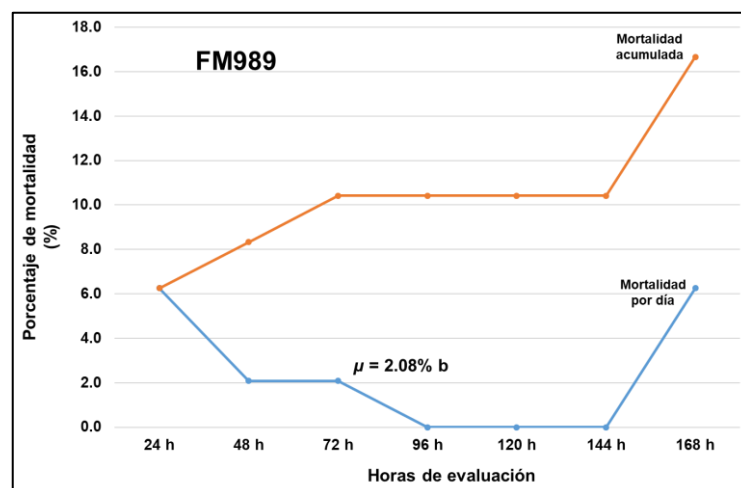


Figura 16. Comportamiento de larvas de *Spodoptera frugiperda*, en dieta vegetal correspondiente al híbrido convencional FM989.

4.3. Análisis por población de *Spodoptera frugiperda*

Los resultados obtenidos para los análisis por población indicaron que la población obtenida en San Pedro (COA-SPE1) presentó el mayor porcentaje de mortalidad acumulada de los siete días evaluados (168h); sin embargo en comparación con los datos obtenidos en la población proveniente de Celaya (GTO-CEL1), no se presentaron diferencias significativas entre estas, por lo que se asume que la expresión de las toxinas Cry presente en los híbridos, aún tienen efectividad para el control de este lepidoptero. Por otro lado se mantienen constante la mayor mortalidad de las larvas a las 72 y 96 horas (Figuras 17).

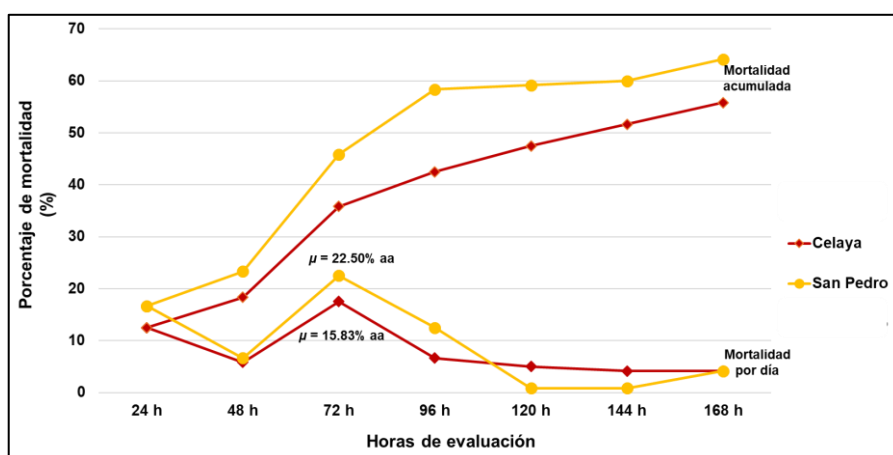


Figura 17. Porcentaje de mortalidad en larvas de dos poblaciones de *Spodoptera frugiperda*, para determinar la susceptibilidad a toxinas Cry de Bt presentes en híbridos de algodón.

En cuanto al comportamiento de cada una de las poblaciones del gusano cogollero, sometidas a los diferentes híbridos de algodón GM, se encontró que para la población de San Pedro (COA-SPE1) el híbrido DP1558 fue en el que se reportó mayor número de larvas muertas entre las 72 y las 120 horas de exposición, con el valor más alto cercano al 45.8% de mortalidad (Figura 18).

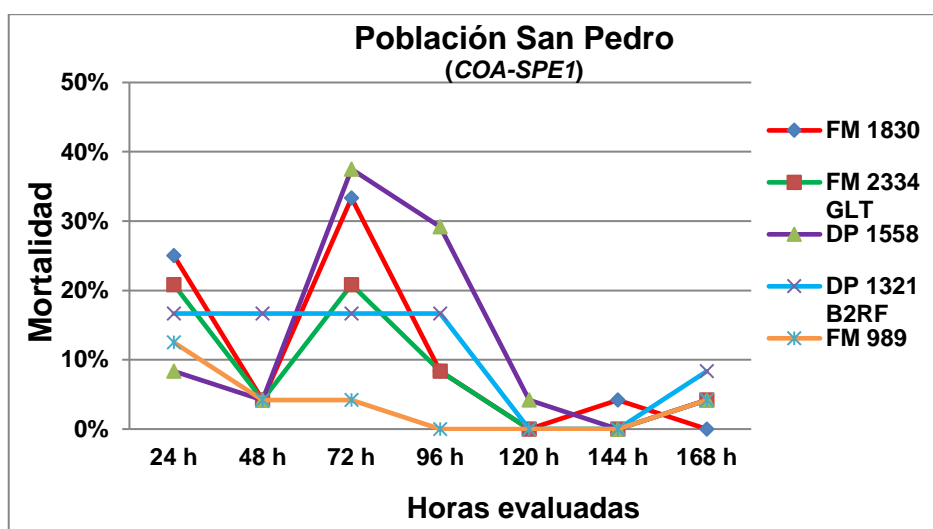


Figura 18. Expresión del porcentaje de mortalidad de la población *S. frugiperda* proveniente de San Pedro (COA-SPE1), entre híbridos de algodón Bt.

En el caso de la población de *Spodoptera*, proveniente de Celaya (GTO-CEL1), los insectos presentaron mayor mortalidad en la variedad FM1830 con un porcentaje del 35.8% a las 72 h y en el caso de la variedad DP1321, la mortalidad mayor se expresó a las 24 h con un 33.3% (Figura 19), estos resultados sugieren que esta población presentó mayor supervivencia al someterse a los híbridos de algodón en estudio (superior al 60%); esto puede deberse probablemente a dos circunstancias, una de ellas relacionada al manejo que se dio a las poblaciones en laboratorio y otra es que la región de donde fueron obtenidos estos individuos, se le conoce como el granero de México, es decir, es la región más grande del país (Bajío), donde hay alta producción de cereales y por ende, alta presión de selección a insecticidas químicos e incluso biológicos como la aplicación de productos a base de *B. thuringiensis* que pudieron haber provocado esta respuesta en los insectos en estudio.

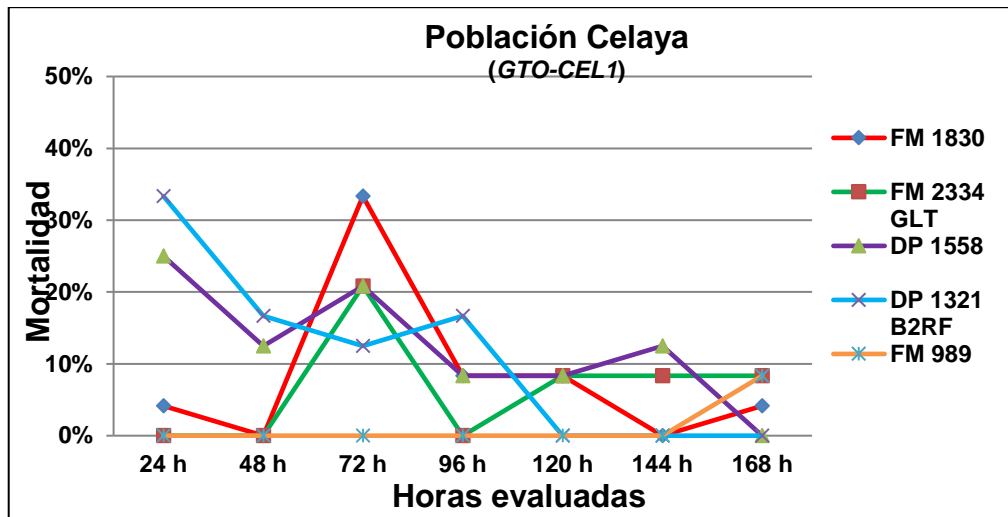


Figura 19. Expresión del porcentaje de mortalidad de la población *S. frugiperda* proveniente de Celaya (GTO-CEL1), entre híbridos de algodón Bt.

En el continente americano, no se puede descartar la eventual evolución de la resistencia de esta plaga, aun en eventos apilados con diferentes proteínas Cry o Vip3A. Lo que hace necesario continuar con estudios y detección de la manifestación de resistencia en el complejo de plagas blanco. *S. frugiperda* es susceptible a algunas toxinas Cry como Cry1Fa y Cry1Ca, que en México aún no están permitidas (SNICS, 2020). Por ejemplo, en China se tiene autorizada la producción de algodón con la proteína Cry1C y es el único híbrido registrado a nivel mundial que confiere resistencia total para el control de *Spodoptera* (ISAAA, 2019), por otro lado, Silva (2005) menciona que la tecnología *Bt* ofrece una protección parcialmente eficaz, al cultivo de algodón contra el gusano cogollero *S. frugiperda*, esta información explica la variación en los resultados obtenidos en esta investigación.

En la comparación entre los híbridos de algodón se corrobora que hubo mayor efecto en la mortalidad de las larvas de *Spodoptera* para los híbridos de FiberMax® que para DeltaPine®, e incluso se puede afirmar que el comportamiento de cada población fue el mismo en cada híbrido, por tal motivo se puede concretar que las variedades de DeltaPine®, han perdido eficacia para el control del gusano cogollero en campo, lo que puede generar resistencia a las toxinas Cry1Ac, Cry 2Ab, presentes en estos híbridos, a través del tiempo si se siguen utilizando en la región de la Laguna en el estado de Coahuila (Figura 20). Las proteínas Cry que expresan los materiales genéticos

o híbridos de algodón que se siembran en el país, son: Cry1Ac, Cry1Ab, Cry1F, Cry2Ab2 y Cry2Ae, específicas para afectar insectos del Orden Lepidoptera entre las especies de importancia que controlan se tiene al gusano rosado *Pectinophora gossypiella*, el complejo bellotero *Helicoverpa zea* y *Heliothis virescens* y el complejo de *Spodoptera*, tanto *S. frugiperda* como *S. exigua* principalmente, para el caso del algodón son plagas primarias, que afectan a otros cultivos de importancia económica para el país y que pueden o no interaccionar, con el propio algodón (Wilson *et al.*, 1992; Benedict *et al.*, 1993; CIBIOGEM, 2018; ISAAA, 2019). Valencia *et al.* (2014) también mencionan que la eficacia de la acción de los genes que tienen diferentes híbridos de algodón Bt, tal es el caso de Cry1Ac y Cry2Ab, pueden ser letales para diferentes especies de lepidópteros como *S. frugiperda*, *S. exigua* y *H. zea*, en ensayos donde estos insectos consumen plantas de algodón Bt.

Según Gutiérrez *et al.* (2015) el insecto que se expone continuamente a la toxina de la bacteria Bt o de cualquier otro insecticida se le conoce como la presión de selección, esto lleva a que provoca la resistencia del insecto al paso del tiempo. El estudio de Trumper (2014) nos dice que todos los métodos y herramientas que se utilizan para el control de estas plagas el Bt es uno de los que mayor presión de selección tiene sobre los insectos. Por otro lado, Ferré & Van Rie (2002) nos dicen que las toxinas Cry corresponde a la alteración de la unión de una toxina hacia el intestino medio y a esto se le llama mecanismo de resistencia del insecto; la cual es específica. La resistencia de lepidópteros a la toxina Cry1Ac se asocia con una mutación de un gen codificado de una proteína (cadherina) (Tay *et al.*, 2015) siendo cadherina y aminopeptidasa las principales fuentes de las que se unen las toxinas Cry1Ac hacia los lepidópteros (Bulla & Candas, 2004).

En el caso del híbrido que fungió como testigo el FM989, así mismo las dos poblaciones presentaron la misma tendencia en la mortalidad de las larvas, por lo que se corrobora que dichas poblaciones consumieron de forma adecuada las hojas de algodón proporcionadas como dieta y fuente de toxinas Cry (Figura 21).

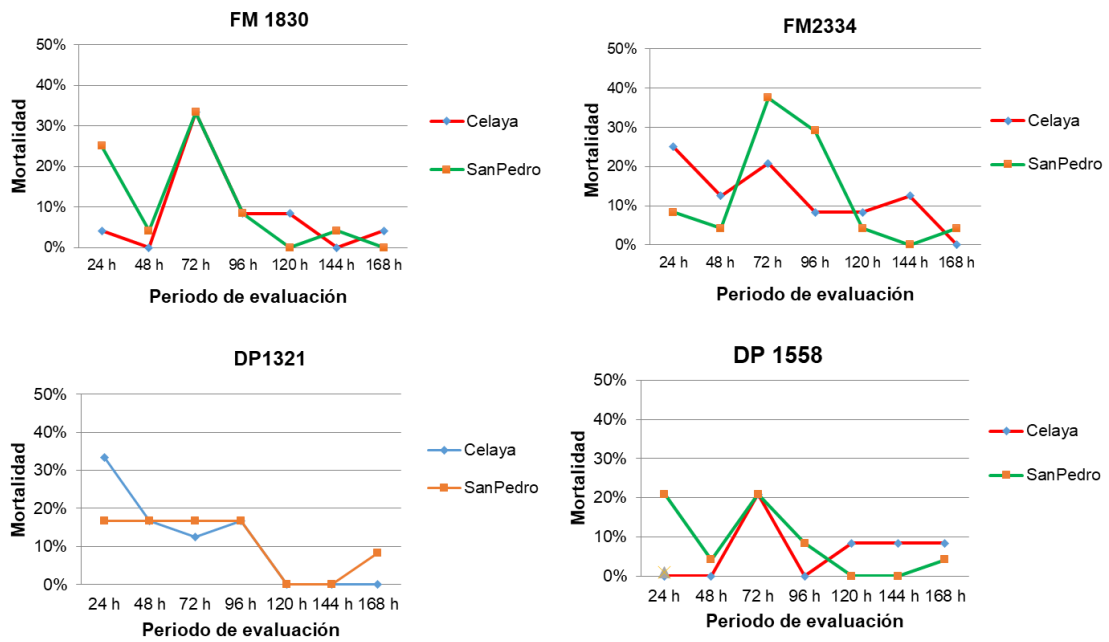


Figura 20. Comparación del efecto de los híbridos de algodón Bt en dos poblaciones de *Spodoptera frugiperda*.

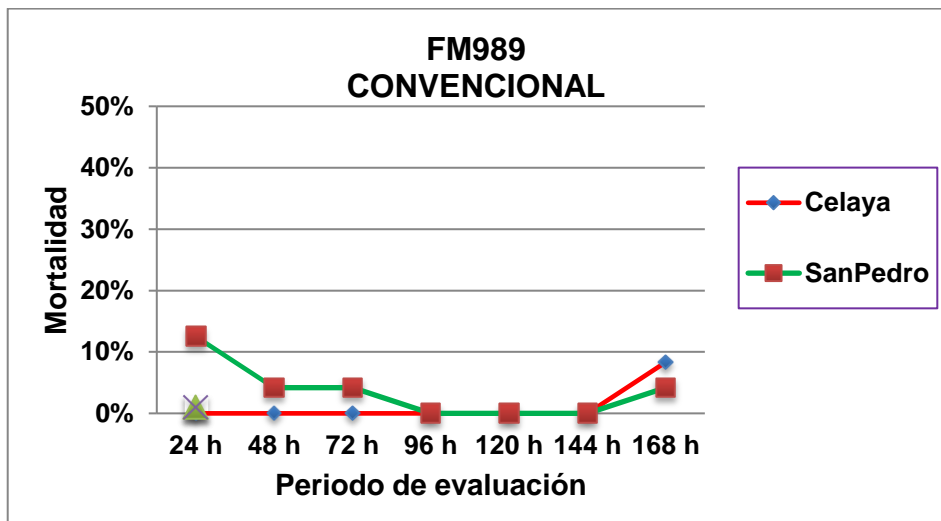


Figura 21. Comportamiento de las poblaciones de *Spodoptera frugiperda*, en dieta vegetal correspondiente al híbrido convencional FM989.

Los resultados obtenidos, se puede comparar con la eficacia en el control de *S. frugiperda* con estudios similares publicados por Siebert *et al.* (2012) y Rule *et al.*, (2014) con las mismas toxinas, pero presentes en el cultivo de maíz Bt en Estados Unidos. Por otro lado, Armstrong *et al.*, (2011) en su estudio mostraron que las larvas de *S. frugiperda* se alimentan de variedades con tecnología Bollgard II, pero las toxinas presentes en estas variedades afectan consecuentemente su crecimiento y desarrollo.

V. CONCLUSIÓN

Existe susceptibilidad en dos poblaciones de *S. frugiperda* (Celaya y San Pedro) expuestas al consumo de toxinas Cry del Bt, por medio de dieta vegetal. Los híbridos de la línea comercial FiberMax® (FM2334 y FM1830), aún son eficientes para el control de ésta plaga blanco; mientras que los materiales de la línea comercia DeltaPine® fueron menos eficiente expresando un menor porcentaje de mortalidad, esto puede inducir niveles de resistencia en las poblaciones de insectos en campo, a través del tiempo.

VI. LITERATURA CONSULTADA

- Adamczyk, Jr., J.; Greenberg, S.; Armstrong, J.; Mullins, W.; Braxton, L.; Lassiter, R.; y Siebert, M. 2008. Evaluations of Bollgard®, Bollgard II®, and Widestrike® technologies against beet and fall armyworm larvae (Lepidoptera: Noctuidae). *Florida Entom.* 91:531 - 536.
- Aguilar-Medel, S., Rodríguez-Maciel, J. C., Mejía-Carranza, J., Luis, J., Martínez-Carrillo, A. R. J., & Mora-Herrera, M. E. (2018). Monitoreo de la susceptibilidad de *Spodoptera exigua* Hübner (LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE) a proteínas de *Bacillus thuringiensis subsp. kurstaki Berliner*.
- Algodón. (2018, 28 diciembre). SADER. <http://www.agricultura.gob.mx/material-de-referencia/sader-2018>
- Alonso-Amaro, O., Lezcano-Fleires, J. C., & Suris-Campos, M. (2019). Relación ecológica plantas arvenses-entomofauna beneficiosa en sistemas silvopastoriles del occidente de Cuba. *Pastos y Forrajes*, 42(1), 48-56.
- Alvarado, A., G. Acosta, E. Ayala. 1989. La acidez del suelo y el encalado de cultivos anuales en el Chapre. *Revista de agricultura (Bolivia)* No. 14: 17-24.
- Alves, T. J. S., Cruz, G. S., Wanderley-Teixeira, V., Teixeira, A. A. C., Oliveira, J. V., Correia, A. A., & Cunha, F. M. (2014). Effects of *Piper hispidinervum* on spermatogenesis and histochemistry of ovarioles of *Spodoptera frugiperda*. *Biotechnic & Histochemistry*, 89(4), 245-255.
- Ambiente, M. Memorias Congreso Internacional de Investigación Científica Multidisciplinaria.
- Angella, G. A. (2016). Sistema de riego del Río Dulce, Santiago del Estero, Argentina. Brecha de rendimientos y productividad del agua en los cultivos de maíz y algodón.
- Armstrong, S.; Adamczyk, J.; y Greenberg, S. (2011). Efficacy of single and dual gene cotton *Gossypium hirsutum* events on neonate and third instar

- fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* development based on tissue and meridic diet assays. Florida Entomology 94:262 - 271.
- Arrieta García, Y., & Díaz Blanco, K. E. (2010). Fiestas de corralejas en Sincelejo: Cultura, economía y política, 1966-1980 (Doctoral disertación, Universidad de Cartagena).
- Baradas, M. W. 1994. Crop requirements of tropical crops. In: Handbook of agricultural meteorology. J.F. Griffiths Editor. Oxford Univ. Press. New York. pp. 189-202
- BAYER. (2017). producción de algodón. 2017, de BAYER Sitio web: <https://www.larepublica.co/economia/bayer-le-apuesta-a-nuevas-semillas-de-algodon-para-aumentar-la-cosecha-2473236>.
- Benedict, J. H., Sachs, E. S., Altman, D. W., Ring, D. R., Stone, T. B., and Sims, S. R. (1993). Impact of delta-endotoxin-producing transgenic cotton on insect- plant interactions with *Heliothis virescens* and *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae). Environ. Entomol. 22, 1-9. doi: 10.1093/ee/22.1.1
- Beltrán, R. E., Helman, S., Garay, F., Lescano, A., & Peterlin, O. (2006). Eficacia de insecticidas aplicados al follaje en el control de *Aphis gossypii* Glover en algodón. RIA. Revista de Investigaciones Agropecuarias, 35(1), 135-141.
- Bravo, A., Gill, SS y Soberon, M. (2007). Modo de acción de las toxinas Cry y Cyt de *Bacillus thuringiensis* y su potencial para el control de insectos. Toxicon, 49 (4), 423-435.
- Brookes, G. y Barfoot, P. (2018). Impactos en los ingresos agrícolas y la producción del uso de tecnología de cultivos transgénicos 1996-2016. Alimentos y cultivos transgénicos, 9 (2), 59-89.
- Brookes, Graham & Barfoot, Peter. (2018). Environmental impacts of genetically modified (GM) Crop use Impacts on pesticide use and carbon emissions. GM Crops & Food. 9. 1-69. 10.1080/21645698.2018.1476792.

- Bulla, L. A., Jr., & Candas, M. 2004. *Pectinophora gossypiella* (Pink Bollworm) *Bacillus thuringiensis* Toxin Receptor BT-R2.
- Brubaker, C.L.; J.A. Koontz, J.F. Wendel (1993). Bidirectional cytoplasmic and nuclear introgression in the New World cotton, *Gossypium barbadense* and *G. hirsutum* (Malvaceae). American Journal of Botany, Volumen 80, Número 10.
- Cadena, T.J. 2000. Crecimiento y desarrollo de la planta de algodón y sus efectos sobre el manejo del cultivo. In: Memoria curso manejo integrado del algodonero. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria; Valledupar, Colombia pp. 46-57.
- Calvés, J. A. (2016). De la Genética a la Genómica. El Catoblepas, (169), 9.
- Cañarte Bermúdez, E., Sotelo Proaño, R., & Navarrete Cedeño, J. B. (2020). Generación de tecnologías para incrementar la productividad del algodón *Gossypium hirsutum* L. en Manabí, Ecuador.
- Casmuz A, Juárez ML, Socías MG, Murúa MG, Prieto S, Medina S, Willink E, Gastaminza G. 2010. Revisión de los hospederos del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). Revista de la Sociedad Entomológica Argentina, 69(3-4): 209-231.
- Castañeda, Yolanda (2004), "Posibles repercusiones socioeconómicas del maíz transgénico frente a las plagas del cultivo en Jalisco, Sinaloa y Veracruz", tesis de doctorado en Desarrollo Rural, Colegio de Posgraduados, Montecillo, Texcoco, México.
- Castañet-Martínez, C. E., & Moreno-Reyes, S. (2016). *Bacillus thuringiensis*: Características y uso en el control de *Aedes aegypti*. ICIDCA. Sobre los Derivados de la Caña de Azúcar, 50(3), 37-42.
- Casuso M., Tarragó J. y Galdeano M.J. 2016. Producción de algodón: recomendaciones para el manejo de plagas y de cultivo. 86 pág. Estación Experimental Agropecuaria Las Breñas, Chaco.

- Casuso, M., Tarragó, J. y Galdeano, M.J. (2016). Producción de algodón: Recomendaciones para el manejo de plagas y de cultivo. INTA-Estación Experimental Agropecuaria Las Breñas, Las Breñas, Chaco, 86.
- CEA 1987, Guía técnica del cultivo de algodón, 1987.
- Chen, F.; Wu, G.; Ge, F.; Parajulee, M. N.; y Shrestha, R. B. 2005. Effects of elevated CO₂ and transgenic Bt cotton on plant chemistry, performance, and feeding of an insect herbivore, the cotton bollworm. *Entom. Exp. Appl.* 115:341 - 350.
- CIBIOGEM (2018). Registro Nacional de Bioseguridad de OGMs. Available Online: <https://www.conacyt.gob.mx/cibiogem/index.php/cibiogem> (consultado el 15 de febrero del 2020).
- Clive, J. 2012. Situación mundial de los cultivos biotecnológicos/GM: 2012.
- Cock, MJW, Beseh, PK, Buddie, AG.(2017). Métodos moleculares para detectar *Spodoptera frugiperda* en Ghana e implicaciones para el seguimiento de la propagación de especies invasoras en países en desarrollo. *Sci Rep* 7, 4103.
- Cortés M., J. 2019. Detección molecular del gen de resistencia a la toxina Cry1Ac de *Bacillus thuringiensis* en *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). Tesis de Licenciatura. Departamento de Fitomejoramiento, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. 82 pág.
- Cubero Salmerón, J. I. (2013). Introducción a la mejora genética vegetal. Mundi-Prensa Libros.
- D. Pennock & N. McKenzie. (2015). Estado mundial del recurso suelo. 2015, de Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y Agricultura sitio web: <http://www.fao.org/3/i5126s/i5126s.pdf>
- De Jesus, F. G., Junior, A. L. B., Alves, G. C. S., Busoli, A. C., & Zanuncio, J. C. (2014). Resistance of cotton varieties to *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) *Revista Colombiana de Entomología*, 40(2), 158.

- Degrande, P. E. 1998. Guia práctico de controle das pragas do algodoeiro. Dourados, Universidade Federal do Mato Grosso do Sul. 60 p
- Del Rincón-Castro MC, Méndez Lozano J, Ibarra JE (2006) Caracterización de cepas nativas de *Bacillus thuringiensis* con actividad insecticida hacia el gusano cogollero del maíz *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). Fol. Entomol. Mex. 45: 157-164.
- El gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*). Una plaga de importancia. Agrosíntesis. En línea: <http://agrosintesis.com/una-plaga-de-granimportancia/> Fecha de consulta: diciembre de 2020.
- EPPO Global Databas *Spodoptera exigua* (LAPHEG) septiembre 2020. e. En línea: <https://gd.eppo.int/taxon/LAPHEG>.
- Estigarribia, O. S., & Pino, P. S. (2013). Efecto de la competencia de malezas y la densidad de siembra en el rendimiento del cultivo de algodón (*Gossypium hirsutum* L.) var. Coodetec 405. Investigación agraria, 10(2), 21-28.
- Farias, J.R., Andow, D.A., Horikoshi, R.J., Sorgatto, R., Fresia, P., Dos Santos, A.C., & Omoto, C. (2014) Field-evolved resistance to Cry1F maize by *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Brazil. Crop Protection, 64, 150-158.
- Ferré, J. y Van Rie, J. (2002). Biochemistry and genetics of insect resistance to *Bacillus thuringiensis*. Annual Review Entomology. 47: 501-533.
- FIRA & ISAAA. (SEPTIEMBRE 2016). Panorama agroalimentario. Dirección de investigación y evaluación económica y sectorial, 1, PP. 30.
- Gallegos, C. G. (2019, 28 agosto). Mercado mundial y nacional del algodón (II). El economista. <https://www.economista.com.mx/opinion/Mercado-mundial-y-nacional-del-algodon-II-20190828-0072.html>
- Gassmann AJ, Petzold-Maxwell JL, Keweshan RS, Dunbar MW (2011) Field-Evolved Resistance to Bt Maize by Western Corn Rootworm. PLoS ONE 6 (7): e22629. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0022629>

- Gatehouse J. (2008) Biotechnological Prospects for Engineering Insect-Resistant Plants. *Plant Physiol.* 146:881-887.
- Gibson J. R. (1986). Temperature effects on growth, development, and fiber properties. En: Mauney J. R. y J. M. Stewart (eds). *Cotton Physiology*. Cotton Foundation, Memphis, EUA. P. 47-56.
- Giraldo, A. C. (2011). Cultivos transgénicos: entre los riesgos biológicos y los beneficios ambientales y económicos. *Acta Biológica Colombiana*, 16(3), 231-251.
- Goldman, I. F., Arnold, J., & Carlton, B. C. (1986). Selection for resistance to *Bacillus thuringiensis* subspecies israelensis in field and laboratory populations of the mosquito *Aedes aegypti*. *Journal of invertebrate pathology*, 47(3), 317-324.
- Gómez, J, Sánchez, O. (enero-diciembre 2015). Análisis del Rendimiento del Algodón Bt, en Comparación con el Rendimiento del Algodón Convencional. Congreso Internacional de Investigación Científica Multidisciplinaria, 1, pp. 122
- Gómez I, Ocelotl J, Sánchez J, Lima C, Martins E, Rosales-Juárez A, Aguilar-Medel S, Abad A, Dong H, Monnerat R, Peña G, Zhang J, Nelson M, Wu G, Bravo A, Soberón M. 2018. Enhancement of *Bacillus thuringiensis* Cry1Ab and Cry1Fa toxicity to *Spodoptera frugiperda* by domain III mutations indicates there are two limiting steps in toxicity as defined by receptor binding and protein stability. *Appl Environ Microbiol* 84:e01393-18. <https://doi.org/10.1128/AEM.01393-18>
- Gondim D.M.C., Belot J.L., Silvie P. and Petit N. (1999). Manual de identificação das pragas, doenças, deficiências minerais e injúrias do algodoeiro no Brasil. COODETEC, Cascavel-PR, Boletim Técnico n33, 3a edição.
- Gore, J.; Leonard, B.; y Adamczyk, J. (2001). Bollworm (Lepidoptera: Noctuidae) survival on 'Bollgard®' and 'Bollgard II®' cotton flower bud and flower components. *J. Econ. Entomol.* 94:1445 - 1451.

- Gutiérrez Ramírez, A. (2014). Fauna parasitaria y compatibilidad con insecticidas en el manejo de gusano cogollero del maíz *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) en Nayarit, México.
- Gutiérrez, D., Ruíz, R. y Xoconostle, B. (2015). Estado Actual de los Cultivos Genéticamente Modificados en México y su Contexto Internacional. Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional. México, DF. 1ª. Edición. México. 194 p.
- Guzmán-Morales, D. C., Castillo-Reyes, F., González-Vázquez, V. M., García-Martínez, O., Aguirre-Urbe, L. A., Tiscareño-Iracheta, M. A., & Herrera, R. R. (2018). Poblaciones de *Heliothis virescens* (Fabricius, 1777) y *Helicoverpa zea* (Boddie, 1850) (LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE) asociadas a algodón transgénico y no transgénico y su resistencia a la toxina BT. *Revista Bio Ciencias*, 5, 12.
- Herazo Piñeros, F., & Jaramillo Giraldo, R. (1984). Análisis económico de la fertilización en el cultivo de algodón (No. Doc. 17386) CO-BAC, Bogotá).
- Herrera, A. J. L. & Loza, V. E. (2011). Variedades de algodonoero para el valle de Mexicali, B. C. y San Luis R. C., Son. Mexicali, B.C., México: INIFAP.
- Inzunza-Ibarra, M. A., Villa-Castorena, M. M., Catalán-Valencia, E. A., López-López, R., & Sifuentes-Ibarra, E. (2018). Rendimiento de grano de maíz en deficit hídrico en el suelo en dos etapas de crecimiento. *Revista fitotecnica mexicana*, 41(3), 283-290.
- ISAAA. 2019. International Service for the Acquisition of Agri-Biotech Applications. GM Approval Database. ISAAA, Ithaca, New York, USA. Consulta: 12 febrero 2020. Disponible en: <http://www.isaaa.org/gmapprovaldatabase/cropslist/default.asp>
- Lajolo, F.M. and Nutti, M.R. (2003) Transgênicos: Bases científicas da sua segurança. Sociedade Brasileira de Alimentação e Nutrição (SBAN), São Paulo.

- Liithy, P. y Wolfersberger, M. G. 2000. "Pathogenesis of *Bacillus thuringiensis* toxins". Entomopathogenic bacteria: from laboratory to field application. Springer Netherlands, 2000. 167-180.
- Lopez, C. M. Q. (2019). Actividad Insecticida e Insectistática de *Senna crotalarioides* (Fabaceae) sobre *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae).
- Martínez C. J. L. (2015). El algodón GM en México. Memoria del XVIII Congreso Internacional en Ciencias Agrícolas. UABC, Instituto de Ciencias Agrícolas. Mexicali B.C. p. 1166-1170.
- Martínez, C. J. L., Pacheco C. J.J. y Hernández J. A. (2002). Manejo integrado de plagas del algodonoero en el sur de Sonora. INIFAP-CIRNO.
- Méndez-Natera, J. R., Lara, L., & Gil-Marín, J. A. (2007). Efecto del riego por goteo en el crecimiento inicial de tres cultivares de algodón (*Gossypium hirsutum* L.). *Idesia (Arica)*, 25(2), 7-15.
- Mendelsohn, M., Kough, J., Vaituzis, Z.; Matthews, K. 2003. Are Bt crops safe? *Nature Biotechnology*, 21(9), 1003–1009. doi:10.1038/nbt0903-1003
- Mercedes de Azkues.1997, INIA-CENIAP-IIRA-Agroclimatología- INIA de Venezuela. Disponible en: <http://www.infoagro.com/frutas/fenologia.htm>
- Métodos analíticos del laboratorio de suelos: INSTITUTO GEOGRÁFICO AGUSTÍN CODAZZI, IGAC. (2006), Imprenta Nacional de Colombia, Bogotá, pp.648-648.
- Mitchell, E. R., McNeil, J. N., Westbrook, J. K., Silvain, J. F., Lalanne-Cassou, B., Chalfant, R. B., & Proshold, F. I. (1991). Seasonal periodicity of fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) in the Caribbean basin and northward to Canada. *Journal of entomological science*, 26(1), 39-50.
- Moreno, L. P. (2009). Respuesta de las plantas al estrés por déficit hídrico. Una revisión. *Agronomía colombiana*, 27(2), 179-191.
- Muciño, F (2021). La batalla que el algodón transgénico enfrenta en México.

- Murúa G. (2014). Principal plaga de maíz en el NOA: *Spodoptera frugiperda*. Resumen preparado para el 2do Taller de Insectos en Maíz, 14 pp.
- Nava, C. U. (2018). Comparación del sistema de producción de algodón (*Gossypium hirsutum*), transgénico y convencional, en los siete estados productores de México en Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Juárez del Estado de Durango.
- Ordóñez-García, M., Rios-Velasco, C., Berlanga-Reyes, D. I., Acosta-Muñiz, C. H., Salas-Marina, M. Á., & Cambero-Campos, O. J. (2015). Occurrence of natural enemies of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Chihuahua, Mexico. *Florida Entomologist*, 843-847.
- Paliwal, R. L. U. (2001). Introducción al Maíz y su importancia. En: Paliwal, R. L.; Granados, G.; Lafitte, H. R.; Violic, A.,D. y Marathée, J. P. (Eds.). El maíz en los trópicos. Mejoramiento y producción. Colección FAO: Producción y Protección Vegetal 28. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma. pp. 1-3.
- Palomo, G. A., Gaytán, M. A., & Godoy A. S. (2000). Respuesta de cuatro variedades de algodón a la densidad poblacional. I. Rendimiento y componentes de rendimiento. *ITEA*, 96(2), 95102. Obtenido de https://www.aida-itea.org/aida-itea/files/itea/revistas/2000/96V-2/96V-2_01.pdf
- Pardo-Lopez, L., Soberon, M., & Bravo, A. (2013). *Bacillus thuringiensis* insecticidal three-domain Cry toxins: mode of action, insect resistance and consequences for crop protection. *FEMS microbiology reviews*, 37(1), 3-22.
- Pecaltex (2013). Cultivo de algodón, de Pecaltex Sitio web: http://www.pecaltex.com.mx/Pecaltex/Sobre_el_Poliester.html.
- Pérez, M.C., M.R. Tovar, Q. Obispo, J.A. Ruiz, L. Tavitas, J.L. Jolalpa y F.J.P. Legorreta (2011). Los recursos genéticos del algodón en México. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, Libro Técnico núm. 5. México, D.F., 120 p.

- Raymundo Flores Hueso. (2000). Efecto de la variedad de maíz sobre el desarrollo y susceptibilidad de larvas de *Spodoptera frugiperda* (LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE) a *Bacillus thuringiensis*.
- Ruiz, R. C. (2015). Mecanismo Molecular de Acción del Sistema de Quorum Sensing Nprp-Nprrb en la Esporulación de *Bacillus thuringiensis*.
- Sánchez Vallduví GE & SJ Sarandón (2011) Effects of changes in flax (*Linum usitatissimum* L.) density and interseeding with red clover (*Trifolium pratense* L.) on the competitive ability of flax against Brassica weed. *Journal of Sustainable Agriculture* 35 (8): 914-926.
- Santillano Cázares, J., Roque Díaz, L. G., Núñez Ramírez, F., Grijalva Contreras, R. L., Robles Contreras, F., Macías Duarte, R., & Cárdenas Salazar, V. (2019). La fertilidad del suelo afecta el crecimiento, nutrición y rendimiento de algodón cultivado en dos sistemas de riego y diferentes dosis de nitrógeno. *Terra Latinoamericana*, 37(1), 7-14.
- Sauka, D. H., y Benintende, G. B. (2008). *Bacillus thuringiensis*: generalidades. Un acercamiento a su empleo en el biocontrol de insectos lepidópteros que son plagas agrícolas. *Revista Argentina de Microbiología*. Volumen (40):124140. Disponible en: <http://www.scielo.org.ar/pdf/ram/v40n2/v40n2a13.pdf>
- Secretaría de Agricultura, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA) & Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). (2014). Análisis de la cadena de valor en la producción de algodón en México. Ciudad de México, México: Autor.
- Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas (SNCS) (2020). Programa de Abasto de Semilla de Algodón. <https://www.gob.mx/snics/acciones-y-programas/programa-de-abasto-de-semilla>
- Siebert, M. W., Nolting, S. P., Hendrix, W., Dhavala, S., Craig, C., Leonard, B. R., & Samuel, L. (2012). Evaluation of corn hybrids expressing Cry1F, Cry1A. 105, Cry2Ab2, Cry34Ab1/Cry35Ab1, and Cry3Bb1 against

- southern United States insect pests. *Journal of Economic Entomology*, 105(5), 1825-1834.
- Silva, I. P. D. F., Carbonari, C. A., Velini, E. D., Silva Jr, J. F., Tropaldi, L., & Gomes, G. L. G. C. (2016). Velocidad de absorción del glufosinato y sus efectos en malezas y algodón. *Agrociencia*, 50(2), 239-249.
- Silva, C. (2005). Algodón Genéticamente Modificado. Publicación de Agro-Bio, 1era Edición, pp. 49.
- Soberon, M. y Bravo, A. 2007. Las toxinas Cry de *Bacillus thuringiensis*: modo de acción y consecuencias de su aplicación. Pp 303-313.
- Spodoptera frugiperda* (LAPHFR). EPPO Global Database. En línea: <https://gd.eppo.int/taxon/LAPHFR/distribution> Fecha de consulta: diciembre de 2020.
- Storer, NP, Babcock, JM, Schlenz, M., Meade, T., Thompson, GD, Bing, JW y Huckaba, RM (2010). Descubrimiento y caracterización de la resistencia de campo al maíz Bt: *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) en Puerto Rico. *Revista de entomología económica*, 103(4), 1031-1038.
- Storer, NP, Kubiszak, ME, King, JE, Thompson, GD y Santos, AC (2012). Estado de la resistencia al maíz Bt en *Spodoptera frugiperda*: lecciones de Puerto Rico. *Revista de patología de invertebrados*, 110(3), 294-300.
- Suárez-Machín, C., Garrido-Carralero, N. A., & Guevara-Rodríguez, C. A. (2016). Levadura *Saccharomyces cerevisiae* y la producción de alcohol. Revisión bibliográfica. ICIDCA. Sobre los Derivados de la Caña de Azúcar, 50(1), 20-28.
- Szwarc, D. E. (2018). Dispersión y mortalidad de larvas de *Spodoptera frugiperda* JE Smith (Lepidoptera: Noctuidae) en híbridos de maíz convencional y transgénico Bt (Doctoral dissertation, Universidad Nacional de La Plata)
- Tabashnik, BE (1990). Modelización y evaluación de tácticas de manejo de resistencias. En *Resistencia a plaguicidas en artrópodos* (153-182). Springer, Boston, MA.

- Tabashnik, BE y McGaughey, WH (1994). Evaluación del riesgo de resistencia a insecticidas únicos y múltiples: respuestas de la polilla de la harina de la India (Lepidoptera: Pyralidae) a *Bacillus thuringiensis*. *Revista de entomología económica*, 87(4), 834-841.
- Tay, W. T., Mahon, R. J., Heckel, D. G., Walsh, T. K., Downes, S., James, W.J., Lee, S., Reineke, A., Williams, A. K. & Gordon, K. H. J. (2015). Insect Resistance to *Bacillus thuringiensis* Toxin Cry2Ab Is Conferred by Mutations in an ABC Transporter Subfamily A Protein. *PloS Genetics*. 11(11). DOI: e1005534. <https://doi.org/10.1371/journal.pgen.1005534>.
- Trumper, E. V. (2014). Resistencia de insectos a cultivos transgénicos con propiedades insecticidas. Teoría, estado del arte y desafíos para la República Argentina. *AGRISCIENTI*. 31(2): 109-126
- USDA – FAS (2019). Mexico: Cotton and Products Update. Report Number: MX2019-0053.
- Vachon V., Laprade R., Schwartz J.L. (2012). Current models of the mode of action of *Bacillus thuringiensis* insecticidal crystal proteins: A critical review. *J. Invertebr. Pathol.* In press
- Valencia *et al.*, (2014). Efecto de variedades de algodón genéticamente modificadas sobre larvas de *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae). Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Palmira. Facultad de Ciencias Agropecuarias. 70 pág.
- Veramendi, H. T., & Lam, V. S. A. (2011). Guía técnica curso–taller Manejo integrado del algodón. Universidad Nacional Agraria La Molina. Oficina Académica de Extensión y Proyección Social. Agrobanco. La Arena–Piura–Perú.
- Villalba, A. (2009). Ciencia, Docencia y Tecnología. Resistencia a herbicidas. *Glifosato*, XX, núm. 39, pp. 169-186.
- Villalobos, V. M. (2007). Los transgénicos: Oportunidades y amenazas. Mundi-Prensa, México, S.A de C.V. 1ª. Edición. México. 107p.

- Wendel, J. F.; Brubaker, C. L.; y Seelanan, T. (2010). The origin and evolution of *Gossypium*. J.M Stewart, D. Oosterhuis, J.J. Heitholt y J.R. Mauney (eds.). Physiology of Cotton. Springer, Netherlands. Pp. 1-18.
- Wilson, B. H., & Burns, E. C. (1968). Induction of resistance to *Bacillus thuringiensis* in a laboratory strain of house flies. Journal of economic entomology, 61(6), 1747-1748.
- Wilson, D. F., Elint, H. M., Deaton, R. W., Fischhoff, D.A., Perlak, F. J., Armstrong, T. A., et al. (1992). Resistance of cotton lines containing a *Bacillus thuringiensis* toxin to pink bollworm (Lepidoptera: Gelechiidae) and other insects. J. Econ. Entomol. 85, 1516-1521. doi: 10.1093/jee/85.4.1516

VII. ANEXOS

Anexo 1. Ficha de evaluación para el bioensayo del porcentaje de evaluación de *S. frugiperda*.



Ficha de evaluación para bioensayo de mortalidad

Fecha de inoculación o establecimiento del experimento: _____

Especie de lepidóptero en prueba: _____

Sustrato de inoculación o material vegetal: _____

Inoculo o variedades (Tratamiento): _____

T1:

T2:

T3:

T4:

T5:

Cantidad de especímenes por repetición y por tratamiento: _____

Repetición _____, Tratamiento _____.

TRATAMIENTO 1

TRAT	REP	CAJ	# DE LARVAS CON MORTALIDAD TOTAL						# DE FUGAS	OBSERVACIONES
			24 h	48 h	72 h	96 h	120 h	144 h		
1	1	1								
1	1	2								
1	1	3								
1	1	4								
1	2	1								
1	2	2								
1	2	3								
1	2	4								
1	3	1								
1	3	2								
1	3	3								
1	3	4								
1	4	1								
1	4	2								
1	4	3								
1	4	4								
1	5	1								
1	5	2								
1	5	3								
1	5	4								
1	6	1								
1	6	2								
1	6	3								
1	6	4								

Anexo 2. Cuadro para la toma de datos de la fecha de postura

Especie	Especie	Especie
Origen:	Origen:	Origen:
Fecha de establecimiento de jaula:	Fecha de establecimiento de jaula:	Fecha de establecimiento de jaula:
Fecha de eclosión:	Fecha de eclosión:	Fecha de eclosión:
Generación:	Generación:	Generación:
Fechas de postura:	Fechas de postura:	Fechas de postura:
1 ^a	1 ^a	1 ^a
2 ^a	2 ^a	2 ^a
3 ^a	3 ^a	3 ^a
4 ^a	4 ^a	4 ^a
5 ^a	5 ^a	5 ^a
6 ^a	6 ^a	6 ^a
No. de jaula:	No. de jaula:	No. de jaula:

Anexo 3. Etiqueta para identificación de las jaulas, para obtener nuevas poblaciones

<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>
Jaula #	Jaula #
Generación:	Generación:
Fecha de postura	Fecha de postura
Eclosión	Eclosión

