

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA



Evaluación de la Tolerancia de Cuatro Insecticidas en Poblaciones de *Bemisia tabaci*
(Gennadius) (Hemiptera:Aleyrodidae) de Algodón en San Pedro, Coahuila

Por:

JORGE ORLANDO MARTÍNEZ PUENTE

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Saltillo, Coahuila, México

Diciembre de 2015

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

Evaluación de la Tolerancia de Cuatro Insecticidas en Poblaciones de *Bemisia tabaci*
(Gennadius) (Hemiptera:Aleyrodidae) de Algodón en San Pedro, Coahuila

Por:

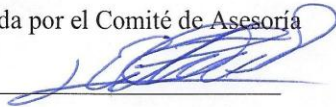
JORGE ORLANDO MARTÍNEZ PUENTE

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Aprobada por el Comité de Asesoría

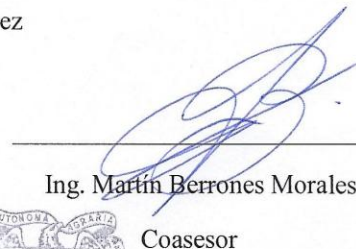


Dr. Ernesto Cerna Chávez

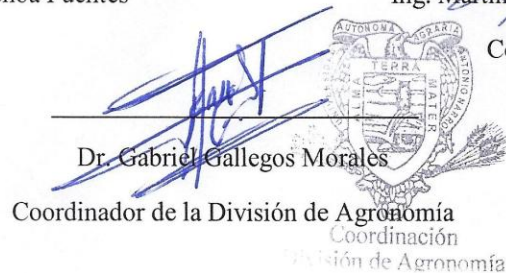
Asesor Principal



Dra. Yisa María Ochoa Fuentes
Coasesor



Ing. Martín Berrones Morales
Coasesor



Dr. Gabriel Gallegos Morales
Coordinador de la División de Agronomía
Coordinación
División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México

Diciembre de 2015

AGRADECIMIENTOS

A **Dios**, por darme la fuerzas necesarias, la salud y por todas las bendiciones que recibí durante esta hermosa etapa de mi vida.

A **mis padres**, por todo el apoyo que me brindaron y el enorme sacrificio que hicieron para que pudiera culminar mi carrera.

A **mi esposa e hijos**, por toda la paciencia, el tiempo y la distancia que tuvimos que sacrificar para que esta meta se lograra.

Al **Dr. Ernesto Cerna Chávez**, por todo el apoyo brindado para que este trabajo de tesis lo pudiera concluir satisfactoriamente.

A **todos mis maestros**, por todo el conocimiento y la amistad compartida.

A mis compañeros, por la amistad que espero nunca se termine, por esos buenos y malos momentos que pasamos, pero sobre todo, por todo el apoyo que siempre me brindaron.

Sergio, Israel, Alexis, Abner, Daniela, Emmanuel, Daniel, Jairo y Oscar (el güero).

DEDICATORIA

Este trabajo está dedicado muy en especial a esas personas que siempre creyeron en mí:

A mis padres

Ing. Fernando Martínez Lomas

Sra. M^a de la Luz Puente Chía

Por darme la vida, los consejos y el apoyo incondicional para poder llegar a ser lo que hasta hoy.

A mi esposa

Verónica Herrera Torres

Que nunca me dejes solo, por ser padre y madre en los momentos que estuve ausente y por la enorme paciencia, te amo chatita.

A mis hijos

Ana Karen Mtz. Herrera

Emiliano Mtz. Herrera

Diego Mtz. Herrera

Por entender, que el tiempo que estuve lejos era para poder darles un futuro mejor.

A mis hermanos.

Ognaya Mtz. Puente

Fernando Mtz. Puente

A los que en muchas despedidas, mire con lágrimas en los ojos, gracias por todo el apoyo.

DEDICATORIA	I
AGRADECIMIENTOS	II
INDICE DE CONTENIDO	III
INDICE DE FIGURAS	VI
INDICE DE CUADROS	VII
RESUMEN	VIII
INTRODUCCIÓN	1
Objetivo	4
Justificación.....	4
Hipótesis	4
REVISIÓN DE LITERATURA	5
Generalidades del Cultivo de Algodón <i>Gossypium hirsutum</i> L	5
Origen e importancia	5
Clasificación taxonómica	7
Características morfológicas	7
Raíz	7
Tallo	7
Hojas.....	8
Flor	8
Fruto	8
Requerimientos del cultivo.....	9
Temperatura.....	9
Suelo	9
Humedad y riegos.....	10
Establecimiento del cultivo	10

Preparación del terreno.....	10
Método de siembra	11
Labores culturales.....	11
Fertilización.....	12
Periodo y método de cosecha	12
Generalidades de la plaga <i>Bemisia tabaci</i>	13
Origen y distribución	13
Ubicación taxonómica	13
Biología y hábitos.....	14
Huevo	15
Ninfa	15
Adulto	16
Daño	16
Hospedero.....	17
Tipos de Control	19
Control biológico.....	19
Control cultural.....	20
Control químico.....	20
Descripción de Insecticidas Utilizados.....	21
Movento.....	21
Confidor	21
Aplaud	22
Plenum.....	22
Tipos de Resistencia	23
Resistencia	23

Por comportamiento	23
Resistencia metabólica	23
Resistencia no metabólica	24
MATERIALES Y METODOS	25
Localización.....	25
Muestreo y recolecta.....	25
Bioensayo y diseño experimental	25
RESULTADOS Y DISCUSIONES	27
CONCLUSIÓN	33
BIBLIOGRAFÍA	34

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Porcentaje de mortalidad del producto Imidacloprid sobre ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> provenientes de algodón.....	27
Figura 2. Porcentaje de mortalidad del producto pymetrozine sobre ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> provenientes de algodón.....	28
Figura 3. Porcentaje de mortalidad del producto buprofezin sobre ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> provenientes de algodón.....	29
Figura 4. Porcentaje de mortalidad del producto spirotetramate sobre ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> provenientes de algodón	30

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Concentraciones letales medias, cinturones de confianza de cuatro insecticidas de diferente grupo toxicológico sobre poblaciones de <i>Bemisia tabaci</i> (Gen.) provenientes de algodón	31
--	----

RESUMEN

La mosca blanca *B. tabaci* es una especie que se ha adaptado muy bien en climas tropicales y sub-tropicales, donde se alimenta de más de una centena de plantas cultivadas y silvestres, provocando pérdidas económicas en gran parte del planeta, considerándola una especie polífaga.

Ésta ocasiona dos tipos de daños, el directo, que es cuando se alimenta de la savia ocasionando debilitamiento de la planta; el indirecto que es la transmisión de virus, el cual provoca pérdidas millonarias en diversos cultivos.

Varios grupos de insecticidas han sido probados para el control de la mosca blanca, obteniendo buenos resultados principalmente los reguladores de crecimiento.

En México, los estados de Durango, Chihuahua y Coahuila esta plaga ha representado un tremendo problema para los agricultores, ya que provoca que disminuya la calidad de la fibra de algodón, dando como resultado poco ingreso económico.

Aunque ya se han evaluado gran número de insecticidas para el control de esta plaga, aun no se ha podido descifrar el nivel de susceptibilidad que reduzca las poblaciones de la misma, así como la poca documentación que en México existe.

Por lo que en esta investigación encontramos que la población mostro susceptibilidad a los insecticidas imidacloprid y pymetrozine, sin embargo se debe de tener cuidado en hacer las rotaciones correspondientes para el producto buprofezin y spirotetramat, ya que fueron los que presentaron una mayor CL_{50} en relación a otros estudios.

Palabras clave: polífaga, savia, virus, fibra, susceptibilidad, especie, insecticida, reguladores

Correo electronico; Jorge Orlando Martínez Puente,
jorgeorlando801221@gmail.com

INTRODUCCIÓN

La mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae) es una especie ampliamente distribuida en regiones tropicales y subtropicales del mundo, donde se alimenta de más de 600 especies de plantas cultivadas y silvestres (Mound y Halsey 1978; Greathead 1986; Secker *et al.* 1998). Los daños directos causados por este insecto se deben a su alimentación al extraer de los nutrientes de la planta, mientras que los indirectos se deben a la habilidad de transmitir virus (Byrne *et al.*, 1993; Perring, 2001).

B. tabaci transmite virus pertenecientes a por lo menos cuatro géneros; de éstos, los begomovirus (*Begomovirus*: Geminiviridae) se constituyen en el grupo más importante de patógenos que están causando pérdidas significativas tanto cultivos alimenticios como industriales (Morales y Anderson, 2001; Oliveira *et al.*, 2001).

Algunos científicos sugieren que *B. tabaci* puede ser originaria de África tropical, donde se dispersó a Europa y Asia, y fue posteriormente introducida al continente americano, principalmente por el transporte de materia de plantas (Brown y Bird, 1992 y Campbell *et al.*, 1996).

Para la década de 1850, como resultado del crecimiento que registra la industria textil en la Comarca Lagunera y el alto potencial productivo de algodón, la agricultura cambia las condiciones de riego en los predios que anteriormente eran ranchos ganaderos en la región (Román, 2001; Saravia, 1909) que utilizaban el agua rodada (agua de río) únicamente para abrevadero (Saravia, 1909). En 1840, el cultivo del algodón ya estaba

consolidado en una fábrica textil de Peñón Blanco, que abastecía las demandas locales, tanto foráneas y de la Ciudad de Durango, como de El Tunal; siendo la época de 1838 a 1842 cuando se produjeron 27,200 arrobas (312,800 kg) de algodón despepitado (Román, 2001). Posteriormente, el cultivo del algodón (*Gossypium arboreum*) se extendió a la región de Mapimí, de manera que para 1855 la cosecha en el rancho de Torreón había alcanzado 15,000 arrobas (172,500 kg) de algodón sin despepitar, además de otros cultivos como el maíz, frijol, hortalizas (chile, tomate, sandía y melón), siendo este último el que destaca por la superficie sembrada y producción de alta calidad (Hurtado et al, 2001), que se vendía a la fábrica de la hacienda Rosario, ubicada en Parras. Para 1877, la producción en la Comarca Lagunera era aproximadamente de 478,260 arrobas (5, 500,000 kg), según cálculos de Emilio Bustos, cantidad que significaba 1/5 de la producción nacional (Plana, 1996). Según Vargas (1984), el algodón (*Gossypium arboreum*) que se cultivaba en el país era un árbol de dos metros de altura, cuyo riego anual era suficiente para el rebrote del siguiente año y se hacía en épocas de crecidas de los ríos Nazas y Aguanaval (López y Sánchez, 2009). Para 1880 empezó a utilizarse el algodón de “mata”, llamado comúnmente (*Gossypium herbaceum*) de porte bajo, con una producción superior a la que se cultivaba en el país, cuya semilla era importada de los Estados Unidos y se plantaba anualmente; con esto surgió un cambio de suma importancia para la región. Dicho cambio se refiere a la modificación en las prácticas culturales derivadas de las diferencias agronómicas entre las dos especies de algodón y a los beneficios obtenidos por el incremento en los rendimientos por hectárea, ya que, según Vargas (1984), el rendimiento del algodón “de soca”, conocido localmente, que se sembraba en el país era de 1.2 quintales por hectárea, mientras que el herbáceo, “de mata o semilla”, producía 5.5 quintales; la especie que se sembraba en el país, con un riego anual brotaba para el siguiente año; mientras que el algodón herbáceo

debía sembrarse cada año bajo condiciones de aniego, y simplemente cuando los recursos económicos o la escasez de agua no permitieran la siembra del algodón herbáceo se cultivaba algodón del país, como ocurrió, por escasez de agua, en la hacienda de Tlahualilo, durante la última década del porfiriato (Vargas, 1984, Gutiérrez, 1947).

Las técnicas de muestreo para esta especie de mosca blanca se pueden dividir en dos grupos: aquellas destinadas al seguimiento de estados inmaduros, y las que tienen como objetivo los adultos. Para el caso de los adultos, las técnicas de muestreo mediante trampas cromáticas adhesivas han sido ampliamente utilizadas, con buenos resultados (Viñuela, 2000).

Justificación

En los cultivos al aire libre el control se realiza, básicamente, por métodos químicos. Una amplia gama de piretroides (cipermetrín, deltametrín, fenpropatrín, fluvalinato, bifentrín, permetrín, alfacipermetrín, cihelatrínlambda, ciflutrín, etc.) presentan aceptables niveles de eficacia, siendo recomendados con cierta asiduidad. Los productos reguladores del crecimiento como el buprofecín o el teflubenzurón capitalizan el control químico, pues además de presentar aceptables niveles de eficacia, respetan los enemigos naturales, que en determinadas zonas y épocas del año resultan bastante frecuentes. Estos productos son alternados con el empleo de endosulfán para controlar los adultos inmigrantes (Viñuela, 2000).

Aunque los insecticidas constituyen el principal método de control de esta plaga y desgraciadamente, *B. tabaci* Biotipo B ha demostrado poseer una gran capacidad para desarrollar resistencia a los insecticidas que normalmente se utilizan para su control (Georghiou y Lagunes-Tejeda, 1991; Rauch y Nauen, 2003). A pesar de ello, el estado actual de la susceptibilidad de esta especie a los insecticidas que se utilizan para su control en México, está poco documentada.

Objetivo

Evaluar la tolerancia de cuatro insecticidas en poblaciones de *Bemisia tabaci* (Gennadius) de algodón en San Pedro, Coahuila.

Hipótesis

Se espera que al menos un producto evaluado presente altos niveles de control en las poblaciones de *Bemisia tabaci*

REVISIÓN DE LITERATURA

Generalidades del Cultivo del Algodón *Gossypium hirsutum* L.

Origen e importancia del cultivo.

El algodón es una planta perenne de la familia de las malváceas cuyo origen no está muy bien definido, pero se cree que apareció por primera vez en las regiones intertropicales de África, pues desde tiempos remotos se cultiva en los terrenos limosos regados y fertilizados por el río Nilo. De ahí que sea una planta propia de los climas calientes y que prospera mejor en los suelos de aluvión, limosos y sueltos. Sin embargo, el gran poder de adaptabilidad de esta planta ha hecho que su cultivo se extienda a regiones tropicales que reúnen las condiciones necesarias para su desarrollo (Lazcano, 1938).

Los primeros pueblos que lo cultivaron fueron los egipcios y los asiáticos, y posteriormente se extendió hacia diversas regiones comprendidas dentro de los 30 y 40 grados de latitud a ambos lados del Ecuador. Se asegura que los indios en la América prehispánica elaboraban telas finas de algodón (ixcatl) y que el México colonial ya producía con algodón las telas necesarias para el consumo de las clases más bajas del pueblo. Esteban de Antuñano, el fundador de la industria textil mexicana y uno de sus más fervientes impulsores, fue también uno de los que fomentaron el cultivo del algodón, al que designaba como “la cobija del género humano” (Lazcano, 1938:10).

Todavía en los últimos años del siglo XIX, las costas de Veracruz, Oaxaca y Guerrero eran las únicas regiones productoras de algodón, pero en las postrimerías de ese siglo al descubrirse las posibilidades agrícolas de las regiones desérticas del norte y que sus condiciones de clima y suelo eran adecuadas para el cultivo, se inició un movimiento de

relocalización en dicha zona y las primitivas regiones algodoneras del país fueron gradualmente perdiendo su importancia (Lazcano, 1938).

La importancia económica del algodón puede juzgarse por su significación en la economía agrícola, como artículo comercial y como materia de uso industrial. Su importancia en la economía agrícola nacional se puede medir en su época de auge por el movimiento de capitales a que da origen; por el empleo del factor trabajo en las labores de siembra, cultivo, cosecha y en general, por la proporción en que intervienen los diversos factores productivos (Lazcano, 1938).

Una buena parte de la importancia económica del algodón proviene de la fuerte cantidad de trabajo manual que reclama su cultivo, sobre todo por la forma en que se hace la cosecha. Como artículo comercial, la importancia del algodón estriba en el fuerte movimiento mercantil que en torno a él se produce, el cual está determinado a cierto grado por su calidad de artículo de extensa utilización (Lazcano, 1938).

Entre los productos agrícolas textiles antecede en importancia al henequén. Hasta 1926 sólo se conocían seis regiones algodoneras de importancia: La Comarca Lagunera, el Valle de Mexicali, Región de Matamoros, Valle de Juárez, Región del Conchos y de Don Martín (Lazcano, 1938).

Clasificación taxonómica.

REINO: Plantae

DIVISIÓN: Magnoliophyta

CLASE: Magnoliopsida

ORDEN: Malvales

FAMILIA: Malvaceae

GENERO: *Gossypium* L., 1753

ESPECIE: *hirsutum* L., 1763.

Características morfológicas.

Raíz: 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.

Tallo: 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.

Hojas: Las hojas son pecioladas, de un color verde intenso, grandes y con los márgenes lobulados. Están provistas de brácteas.

Flores: Las flores son dialipétalas, grandes, solitarias y penduladas. El cáliz de la flor está protegido por tres brácteas. La corola está formada por un haz de estambres que rodean el pistilo. Se trata de una planta autógama. Aunque algunas flores abren antes de la fecundación, produciéndose semillas híbridas.

Fruto: 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.

Requerimientos del cultivo.

Temperatura.- El algodón se cultiva en una amplia variedad de condiciones climáticas, la temperatura es el principal factor climático que determina el rango geográfico de distribución de las zonas cultivo (37 N y 32 S). Aun cuando el algodón se cultiva típicamente en áreas tropicales, más del 50 por ciento de los cultivos se ubican en áreas subtropicales y templadas (Freeland *et al.*, 2006). La temperatura de germinación de la semilla de algodón es de aproximadamente 15° C, mientras que por encima de los 38°C la semilla comienza a perder viabilidad, siendo completamente inviable a los 55° C (Lagiére, R. 1969). Para el crecimiento vegetativo se requieren de 21 a 27 grados C, mientras que para la floración y la maduración de la capsula se necesita una temperatura media de 20 a 30° C. Normalmente, se requieren alrededor de 160 días con temperaturas entre ese rango (1200 unidades de calor acumulado por encima de los 15.5° C) y una larga temporada si n heladas (aproximadamente 200 días) para un desarrollo óptimo del algodón. Aun cuando los valores de la temperatura difieren entre variedades de algodón, desde la plantación, hasta la apertura del 60 % de las capsulas, se requieren como mínimo 2050 unidades de calor (grado-días o días-grado) (Ritchie *et al.*, 2007). A temperaturas menores a 12°C el desarrollo de *G. hirsutum* es limitado pudiéndose perder el cultivo si las condiciones continúan (Bange y Milroy, 2004).

Suelo.- Las plantas de algodón se cultivan en varios tipos de suelos, no obstante, se desarrollan mejor en suelos profundos, de textura media (francos, franco arenosos-finos, franco limosos y franco arcillosos-gruesos), con pH ligeramente ácido (6.2-7.2), con buen

drenaje, alto contenido de materia orgánica y gran capacidad de retención de humedad. En algunas condiciones, el algodón puede ser tolerante a suelos con contenidos relativamente altos de sal (Ashour y Abd-El'Hamid, 1970).

Humedad y riegos.- La temperatura está relacionada con la humedad en el ambiente. Se requieren al menos 500 mm de agua (de lluvia y/o riego) para el cultivo de algodón. Para que el agua no se convierta en un factor limitante en la producción, se necesitan entre 500 mm y 950 mm. El uso de sistemas de riego por goteo se ha incrementado en los últimos años, lo que permite un ahorro de agua en suelos que no son óptimos (por ejemplo, suelos que permitan el escurrimiento, con baja fertilidad o con altos contenidos de sales). La aportación de niveles óptimos de agua, está directamente relacionado con un desarrollo favorable en el crecimiento vegetativo de la planta, la floración y la producción de capsulas (McWilliams, 2003).

Establecimiento del cultivo.

Preparación del terreno.- Si el cultivo anterior fue algodón la preparación de tierras se inicia con una arada incorporando los rastrojos; posteriormente, en los meses de junio y julio se efectúan dos rastreadas y antes de sembrar se utiliza una afinadora para preparar el lecho de la semilla. La arada se debe hacer con equipo de disco o vertedera y a una profundidad de 18 a 25 cm máximo. La rastra debe usarse lo menos posible y sobre todo si el terreno está húmedo. Se recomienda hacer esta labor a una profundidad de 13 a 15 cm. El subsolador se utiliza a una profundidad de 30 a 50 cm para romper la capa

compacta que se encuentra generalmente a 25 cm. En general, es recomendable su uso cada tres años

Siembra.- La siembra requiere de una adecuada preparación del suelo para proporcionar la humedad suficiente y permitir una germinación apropiada y el desarrollo temprano de la raíz. La fecha óptima para la siembra está determinada por la temperatura. Generalmente, el inicio de la siembra se da cuando la temperatura mínima del suelo es superior a 14° C a una profundidad de 10 cm, al menos por 3 días consecutivos. Si el inicio de la siembra se da antes de que se cumplan estos requerimientos o posterior a esta etapa, la producción de fibra se ve adversamente afectada en los cultivos de *G. hirsutum*. Antes de la siembra, la semilla es tratada por varios métodos, tales como: aplicación de fungicidas e insecticidas para proporcionar resistencia a enfermedades. La siembra se realiza de forma directa, aplicando alrededor de 30 Kg de semilla por Ha. La profundidad de la siembra no rebasa los 5 cm. La densidad de la siembra varía de acuerdo al método (manual o mecánico). Algunas variedades de *G. hirsutum* que se caracterizan por tener un escaso follaje se siembran en el cultivo mecánico cada 8 o 10 cm y con una distancia entre surcos de 15 a 20 cm (SEMARNAT).

Labores culturales.- Durante las primeras semanas, el control de malezas es muy importante dado que el cultivo de algodón no es capaz de competir contra las malezas. Aún después del establecimiento de las plantas de algodón, es necesario un control adecuado de malezas. Este control puede ser llevado a cabo por métodos manuales, mecánicos y/o químicos (Villaseñor y Espinoza, 1998).

Fertilización.- Un cultivo convencional de algodón de 550 kg por Ha, extrae del suelo aproximadamente 40 kg de N₂, 16 kg P₂O₅, y 17 kg de K₂O. La mayor necesidad de nutrientes para el algodón se da en los primeros sesenta días después de la siembra. Por otra parte, una provisión excesiva de N reduce la capacidad de resistencia del algodón contra insectos y retrasa la maduración prolongando el crecimiento vegetativo (Fritschi *et al.*, 2003).

Periodo y método de cosecha.- La cosecha del algodón se puede hacer manual o mecánicamente, dependiendo de la disponibilidad de mano de obra o necesidades de las zonas, pero esta labor debe ser oportuna ya que el algodón expuesto por mucho tiempo a las condiciones ambientales pierde calidad y peso. También es muy importante no cosechar el algodón si está húmedo (Fritschi *et al.*, 2003).

Generalidades de la Plaga *Bemisia tabaci* (Gennadius).

Origen y distribución.

La mosca blanca *B. tabaci* (Gennadius) fue descrita hace más de 100 años como una plaga de la patata en Grecia y desde entonces se ha convertido en una de las plagas más importantes que afectan a la agricultura mundial (Naranjo *et al.*, 2004).

Tiene su origen en las regiones del centro del oriente asiático. Se encuentra ampliamente distribuida al norte de Estados Unidos y Canadá, las Islas del Caribe, América Central y América del Sur y México. Está presente en gran parte del sur de Europa, África, India, y recientemente se mudó a Australia. Se trata de una especie polífaga que parasita más de 300 especies de plantas (McAuslane, 2000).

El género *Bemisia* comprende 37 especies reconocidas entre las cuales la más destacada es *B. tabaci* por ser cosmopolita y polífaga, capaz de atacar a más de 500 especies y variedades de cultivos (Callejas y Ochando, 2005).

Ubicación taxonómica.

La clasificación de la familia Aleyrodidae está basada en la estructura de la exuvia pupal del cuarto instar ninfal y no de las estructuras morfológicas de los adultos (Mound y Halsey, 1978; Byrne y Bellows, 1991; Arcos, 2005).

Reino: Animal

División: Exopterygota

Clase: Insecta

Orden: Hemiptera

Suborden: Homóptera

Familia: Aleyrodidae

Género: Bemisia

Especie: *B. tabaci* (Gennadius)

Biología y hábitos.

Es un insecto chupador que se localizan en el envés de las hojas de sus hospedantes, presentan metamorfosis incompleta; es decir su ciclo biológico incluye una etapa de huevo, cuatro estados ninfales y el adulto (Bautista *et al.*, 2002; Bautista, 2006). Según (Saunders *et al.*, 1998) los huevos de *B. tabaci* comprenden un periodo de 5 a 10 días para pasar al estado ninfal y son depositados en forma individual o en grupos. El número máximo de huevos que puede ovipositar una hembra varía de 48 a 500 según la especie, las condiciones ambientales y la planta hospedante. El estado ninfal presenta cuatro instares de los cuales solo el primero es móvil gracias a la presencia de patas bien desarrolladas, el cual es conocido como “gateador” (Carabali, 2004). Posteriormente pasa por otras tres instares de desarrollo, en cada caso de mayor tamaño, hasta transformarse en adulto o mosquita este periodo comprende de 12 a 28 días, dependiendo de las condiciones y planta hospedera en

donde se desarrolle (Saunders *et al.*, 1998; Bautista, 2006). El adulto, recién emergido, es de color amarillo pálido y sus alas son ligeramente transparentes, aunque luego adquieren un color blanco debido al polvo ceroso que las cubre. Diez horas después de la emergencia, los machos adultos están aptos para iniciar el cortejo. Copulan varias veces y las hembras presentan mayor longevidad que los machos (Bautista *et al.*, 2002).

Huevo.- Es de forma oval sub-elíptico y delgado (en punta) hacia el extremo distal, amplio en la base provista de una especie de pecíolo, que le sirve de anclaje, ya que la hembra al ovipositar introduce esa estructura en el tejido de la planta. Mide en promedio 0,211 mm de largo y 0,096 mm de ancho en la parte más ancha. Son puestos en el envés de las hojas, algunas veces en grupos en círculos o semicírculos, dependiendo de textura de superficie de la hoja, por la hembra que oviposita mientras gira alrededor de su estilete introducido en el punto de alimentación. Los huevos recién puestos tienen un corión suave, amarillo, brillante y cubierto por un polvillo blanco proveniente de las alas de hembra. El periodo de incubación varía con la temperatura y la humedad, a 25 °C y 75% de HR la duración del estado de huevo es de seis a siete días (García, 1998).

Ninfa.- Pasa por cuatro instares y un estado conocido como pupa al final del cuarto instar. Una vez eclosionado el huevo, emerge una pequeña ninfa que mide alrededor de 0,27 mm de largo, es móvil y se desplaza sobre la superficie de la hoja hasta que encuentra un lugar apropiado para alimentarse, introduce su pico y se fija allí donde transcurrirá el resto del estado de ninfa sin volverse a desplazar. Los instares se diferencian

principalmente por cambios en el tamaño y la acumulación de sustancias cerosas sobre su cuerpo. Una vez terminado el estado de ninfa, que bajo las condiciones mencionadas, dura de 15 a 17 días, emerge el adulto por una abertura dorsal en forma de “T” invertida (García, 1998).

Adulto.- El adulto de la mosca blanca *B. tabaci* recién emergido presenta el cuerpo blando y una coloración blanco amarillento, pero después de unas pocas horas cambia a completamente blanco debido a la acumulación de polvo de cera sobre el cuerpo y las alas. El cuerpo de las hembras mide aproximadamente 1 mm de largo y el de los machos un poco menos. El adulto presenta dos pares de alas cubiertas de polvo de cera y que sobrepasan la longitud del cuerpo. La duración del estado adulto varía considerablemente de machos a hembras, siendo de cinco a 15 días para los primeros y de cinco a 32 para las hembras en las condiciones antes descritas. Algunos estudios indican que una hembra es capaz de ovipositar hasta 300 huevos durante su vida y que los huevos de hembras vírgenes producen machos, mientras que las que han copulado dan origen a los dos sexos. En condiciones tropicales, *B. tabaci* puede tener de 11 a 15 generaciones por año (Malinari, 2007).

Daño.

Las moscas blancas causan pérdidas económicas tanto por daño directo como indirecto, así como la transmisión de geminivirus. El daño directo es causado por las ninfas y adultos que pican y extraen la savia de las plantas. Altas poblaciones alimentándose en el

follaje pueden afectar los procesos fisiológicos de las plantas produciendo debilitamiento, amarillamiento, deformación del follaje y hasta defoliación. Como consecuencia de este daño puede presentarse una reducción seria en los rendimientos de cultivos como el algodón. Los daños indirectos son producidos por diferentes causas. En primer lugar la acumulación sobre las diferentes estructuras de las plantas, de las secreciones azucaradas (miel de rocío) producidas tanto por las ninfas como por los adultos, favorece el crecimiento de la fumagina (hollín) que interfiere y reduce la fotosíntesis y otros procesos fisiológicos. En cultivos de hortalizas y frutales la fumagina ensucia los frutos y daña su calidad y en algodón las pérdidas en calidad por el machado de la fibra y los problemas en las desmotadoras pueden llegar a ser el daño económico más grave causado por la mosca blanca (García, 1998).

Hospederos.

Uno de los problemas fitosanitarios de mayor connotación en los últimos 10-15 años ha sido, sin duda, las afectaciones a diversos cultivos por las grandes poblaciones de *B. tabaci* (Vázquez *et al.*, 2007). Además, esta especie puede desarrollar biotipos, es decir poblaciones con características fisiológicas diferentes por ser más agresivas; por tener mayor capacidad reproductiva y/o por ser capaz de colonizar mayor cantidad de hospederos. Existen varios biotipos de *B. tabaci* que han provocado pérdidas significativas en las cosechas a partir de su aparición en los 90s (Morales *et al.*, 2006).

Esta especie de mosca blanca es la más polífaga, con más de 500 especies de plantas hospederas. Se destacan: habichuela (*Phaseolus vulgaris* L.), tomate, pepino

(*Cucumis sativus* L.), melón (*Cucumis melo* L.), soya (*Glycine max* L.), algodón (*Gossypium* spp), pimentón (*Capsicum annuum* L.), yuca (*Manihot esculenta* Crantz), lechuga (*Lactuca sativa* L.), zapallo (*Cucúrbita máxima* Dutch), uva (*Vitis vífera* L.), sandia (*Citrulus lanatus* Thunb. Matsum y Nakai), y col (*Brassica oleracea var capitata* L.) (Morales *et al.*, 2006).

Tipos de Control

Control biológico.

Se han identificado diversas especies de parasitoides, depredadores y hongos entomopatógenos para *B. tabaci*. Los parasitoides están representados por dos géneros de la familia Aphelinidae (*Encarsia* y *Eretmocerus*) y uno de la familia Platygasteridae (*Amitus*) (Vázquez, 2002). Aunque la mayoría de las referencias sobre la actividad de los parasitoides no atribuyen la capacidad de regular satisfactoriamente las poblaciones de *B. tabaci*, varios informes reflejan su potencial en programas donde se combinen la conservación y otras tácticas de manejo. Así, (Serrano *et al.*, 1996) observaron en áreas de policultivos en el Salvador tasas de reducción poblacional de *B. tabaci* de hasta el 80% en fríjol y el 60% en tomate, básicamente por *Encarsia* y *Eretmocerus*. Los depredadores son más diversos, ubicados básicamente en los órdenes Neuroptera, Coleoptera, Hemiptera y Díptera de la clase insecta (Vázquez, 2002). Los cuatro agentes más comunes y comercialmente producidos para el control biológico de moscas blancas son *Macrolophus caliginosus* Wagner (Hemiptera: Miridae), *Dicyphus tamaninii* Wagner (Hemiptera: Miridae), *Delphastus pusillus* (LeConde) (Coleoptera: Coccinellidae) y *Delphastus hesperus* (Coleoptera: Coccinellidae) (Coollen, 2005). Los adultos y ninfas de *M. caliginosus* son efectivos para suprimir las poblaciones de *B. tabaci* (Jakobsen *et al.*, 2004).

Control cultural.

El uso de plantas o cultivos secundarios asociados a uno o más cultivos primarios como barrera o trampa y las coberturas vivas para el combate de una plaga en el marco del manejo integrado de plagas (MIP) se ubican dentro del combate ejercido como prácticas culturales (Salas, 2004).

El cual consiste en la manipulación deliberada del ambiente para hacerlo menos favorable a las plagas, con el fin de interrumpir sus ciclos reproductivos, reducir la disponibilidad de alimentos y favorecer la multiplicación de sus enemigos naturales (Metcalf y Luckmann, 1975). El uso de plantas o cultivos en varias modalidades (asociado, barrera, intercalado y trampa, entre otros) como prácticas agrícolas para combatir diferentes plagas ha sido informado por varios investigadores (Gutiérrez 1999, Smith y McSorley 2000). Sin embargo, hasta ahora las evaluadas han incluido fechas de siembra y veda, eliminación de malezas, destrucción de residuos de cultivos, semilleros protegidos, cubiertas flotantes, alta densidad de siembra, barreras vivas, coberturas al suelo, cultivos asociados y riego por aspersión (Hilje 2000, Hilje *et al.*, 2001).

Control químico.

Durante las dos últimas décadas nuevos insecticidas químicos han sido introducidos ofreciendo una diversidad de modos de acción y rutas de actividad. Entre estos productos los más empleados son los neonicotinoides como el imidacloprid, tiamethoxan,

thiacloprid y pymetrozine. En lo que se refiere a los reguladores de crecimiento los más concurridos son el pyriproxyfen y buprofezin (Gutiérrez *et al.*, 2007; Sotero *et al.*, 2007). Aunque los nuevos atributos bioquímicos y las actividades biológicas de estos insecticidas los han hecho efectivos, su uso intensivo ha ocasionado pérdida de la susceptibilidad sobre este insecto (Palumbo *et al.*, 2001), como lo ha documentado (Erdogan *et al.*, 2008) quienes encontraron altos niveles de resistencia en *B. tabaci* a insecticidas Piretroides, organoclorados y reguladores de crecimiento.

Descripción de insecticidas utilizados.

Movento (spirotriamate).- Ácidos tetrónicos. Inhibidor de síntesis de lípidos.

Movento es un nuevo insecticida, con excelente eficacia y prolongado tiempo de protección vs ninfas de mosca blanca y paratritona, (No tiene efecto vs adultos), adicionalmente muestra excelente eficacia vs piojos harinosos, pulgones y algunas especies de trips, como *Thrips tabaci* en cebolla. Es el único insecticida sistémico que se mueve de manera acro y basipetal (por xilema y floema), esta característica le permite proteger brotes nuevos y partes inferiores de las plantas.

Confidor (imidacloprid).- Neonicotinoide. Agonista del receptor acetil colina.

Extraído de la nicotina. En 1990 su estructura se aisló por primera vez. En 1992 se empezó a utilizar en E.U. En 1994 se mandó a México. Es de contacto ingestión y sistémico. Se puede aplicar al suelo y follaje.

Modo de acción.- El ia llega al receptor, lo activa o estimula el cual se queda abierto y la enzima ya no puede desdoblar el mensaje y el insecto muere por hiperexcitación.

Aplaud (buprofezin).- Buprofezin. Inhibidor de la síntesis de quitina.

Salió en 1978. En México a partir de 1990. Es de contacto e ingestión sobre estadios inmaduros (ninfas).

Modo de acción.- Para que la glucosa se una al N-acetil debe haber 2 reacciones:

N- acetil glucosa-fosfatasa y quitina sintetasa, esto es: Glucosa + N-acetil-glucosamina + quitina = exoesqueleto. El producto no dejara que se unan la N-acetil para que formen la quitina.

Plenum (pymetrozine).- Pymetrozine. Bloqueadores de la alimentación de heteróptera.

Salieron a mercado en 1999. Inhibe la penetración del estilete. De contacto e ingestión. 20 minutos después de la aplicación el insecto deja de alimentarse.

Modo de acción. Actúa sobre el ganglio subesofagico paralizando las bombas salivales.

Tipos de Resistencia

Resistencia.

Puede definirse como un cambio heredable en la sensibilidad de una población de la plaga que se refleja en la incapacidad repetida de un producto para alcanzar el nivel previsto de control, cuando se utiliza de acuerdo con la recomendación de la etiqueta (IRAC, 3013).

Por comportamiento.- Consiste en la pérdida de susceptibilidad por cambio en el comportamiento del insecto frente a los repetitivos programas de control. No es un mecanismo tan importante, sin embargo contribuye en la disminución de la efectividad de la dosis letal del plaguicida. Esta habilidad puede producirse mediante un estímulo dependiente o independiente. El primero se evidencia cuando una plaga evita el contacto con la zona tratada con plaguicida (repelencia) y el estímulo independiente ocurre cuando la plaga abandona la zona tratada con el plaguicida hacia un área sin residuos (irritancia). Este mecanismo no confiere una resistencia real, ya que sería controlado si entrara en contacto con el producto, por eso se le llama pseudoresistencia (Ahmad *et al.*, 2010).

Resistencia metabólica. Los insectos tiene enzimas que degradan cualquier tóxico al que son expuestos. Estos enzimas de detoxificación también son los responsables de metabolizar los insecticidas a productos no tóxicos, más hidrófilos, y fácilmente excretables. La resistencia metabólica corresponde al mecanismo típico expresado por los insectos, rompiendo la estructura de los plaguicidas mediante el sistema enzimático

pudiendo degradar un amplio espectro de plaguicidas. Es decir, las enzimas detoxificadoras son utilizadas para romper la invasión del plaguicida (toxina) en el cuerpo del insecto. El primer caso de resistencia metabólica citado correspondió al detectado en mosca doméstica con el uso de DDT (Miller, 1988).

Resistencia no metabólica.- Son cambios en sensibilidad del sitio activo, en la tasa de penetración, almacenamiento o excreción, así como el comportamiento o la forma de los insectos (Miller, 1988).

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización.

El presente trabajo se realizó en el Laboratorio de Toxicología de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN). La altitud del Campus Saltillo es de 1588 metros sobre el nivel del mar, destacándose en la parte oriente la Sierra de Zapalinamé. La temperatura media anual es de 17.8°C. En los días más cálidos del verano pueden alcanzarse temperaturas de hasta 35°C, y cuando el invierno es crudo la temperatura puede alcanzar los -6°C.

Muestreo y recolecta.

Para la recolecta del material biológico se hizo el muestreo en la localidad de San Pedro de las Colonias, Coahuila, donde se tomaron hojas infestadas del cultivo del algodón con ninfas de *Bemisia tabaci*.

Bioensayos y diseño experimental.

El material biológico recolectado se trasladó al Laboratorio de Toxicología de la UAAAN, donde se realizaron los bioensayos.

Los bioensayos, se realizaron de acuerdo con la técnica de inmersión de hoja para mosquita blanca (IRAC, 2009). Para ello, se seleccionaron hojas de estrato medio, que

contuvieran 20 ninfas de cuarto estadio con el indicativo de ojos rojos y con al menos tres generaciones de alimentarse del hospedero; las hojas tratadas se sumergieron por 10 segundos en las diferentes dosis de los productos, las condiciones del bioensayo se realizarán a nivel laboratorio con temperaturas controladas de 24 ± 2 °C, 60 % de H.R. y 12:12 horas luz: oscuridad. Los insecticidas utilizados fueron seleccionados de acuerdo con el manejo reportado por los productores. Imidacloprid (Confidor 350 g/L SC), Spirotetramate (Movento 100 g /L SC), Pymetrozine (Plenum 50 GS 500 g ia/kg), Buprofezin (Aplaud 40 SC 445.5 g ia/L).

El intervalo de concentraciones utilizadas fue de 100, 300, 500, 1000, 1500 y 2000 ppm. Las lecturas de mortalidad se realizaron a las 24 h. Se consideró ninfa muerta a aquella que presente color amarillo y un tanto deshidratadas. De las seis concentraciones que se realizaron, se hicieron tres repeticiones de cada bioensayo y cada repetición con un testigo en agua. El máximo nivel de mortalidad aceptable para el testigo será del 10%; la mortalidad ocasionada por los diferentes insecticidas será corregida por la mortalidad en el testigo mediante la fórmula de Abbott (1925). Una vez estimados los valores de Concentración Letal (CL_{50}) de cada insecticida por cultivo, los datos obtenidos se analizaron por un análisis Probit.

RESULTADOS Y DISCUSIONES

Como se puede observar en la figura 1, nos muestra los valores de mortalidad del insecticida imidacloprid, donde podemos observar que se obtuvieron mortalidades de 38 al 82%, donde la concentración de 2500 ppm fue la que presento los valores más altos, mientras que la dosis de 100 ppm fue la que presento la mortalidad más baja.

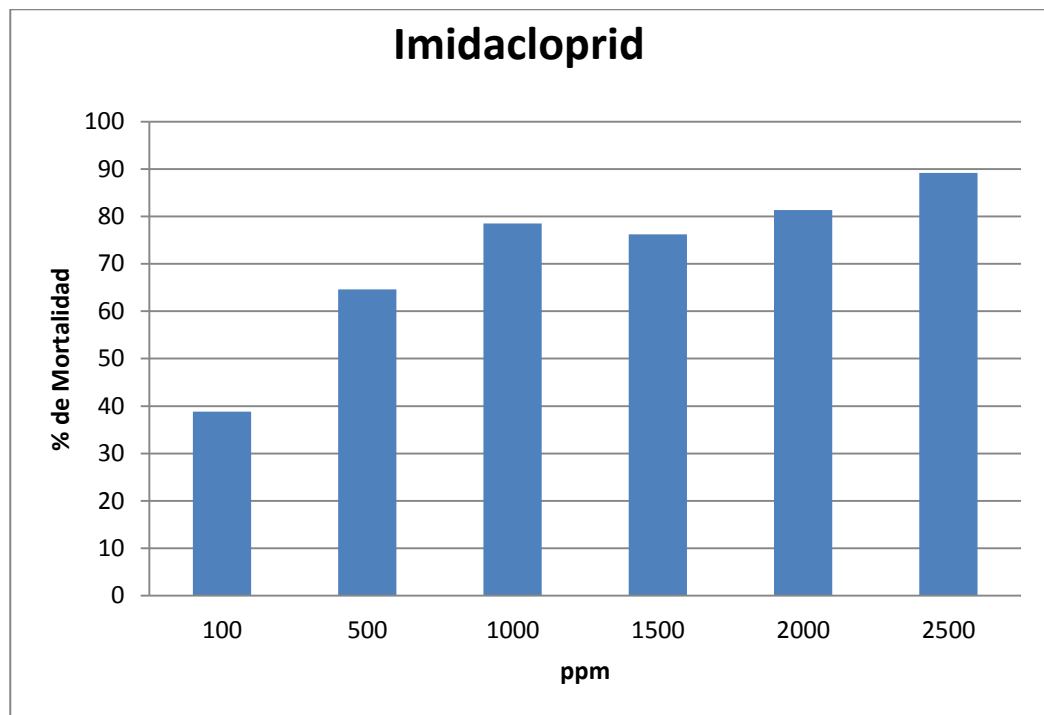


Figura 1. Porcentaje de mortalidad del producto Imidacloprid sobre ninfas de *Bemisia tabaci* provenientes de algodón.

En el caso del insecticida pymetrozine (figura 2) podemos observar que se obtuvieron mortalidades entre el 62 y 97%, donde la concentración de 2500 ppm fue la que presento los valores más altos, mientras que las concentraciones de 100 y 300 ppm fueron las que presentaron la mortalidad más baja.

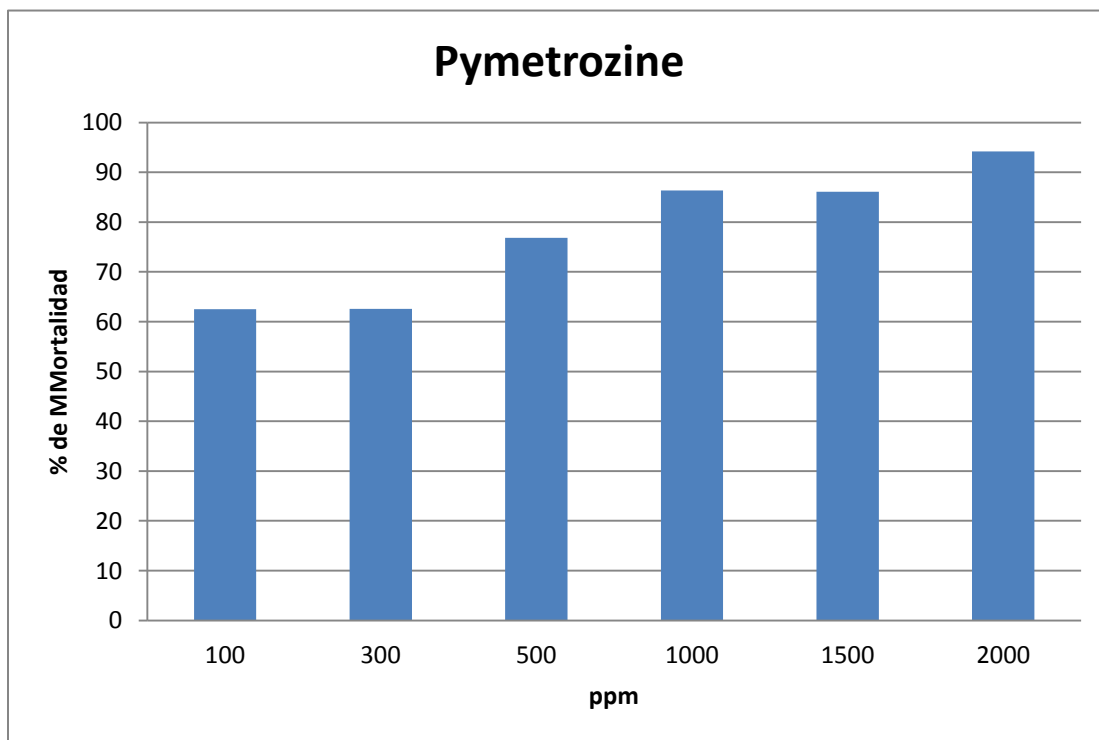


Figura 2. Porcentaje de mortalidad del producto pymetrozine sobre ninfas de *Bemisia tabaci* provenientes de algodón.

Como se puede observar en la figura 3, nos muestra los valores de mortalidad del insecticida buprofezin, donde las mortalidades oscilaron entre un 50 y 99%. Donde las concentraciones de 2000 y 1500 ppm fueron las que presentaron los valores más altos, mientras que la concentración de 100 ppm fue la que presento la mortalidad más baja.

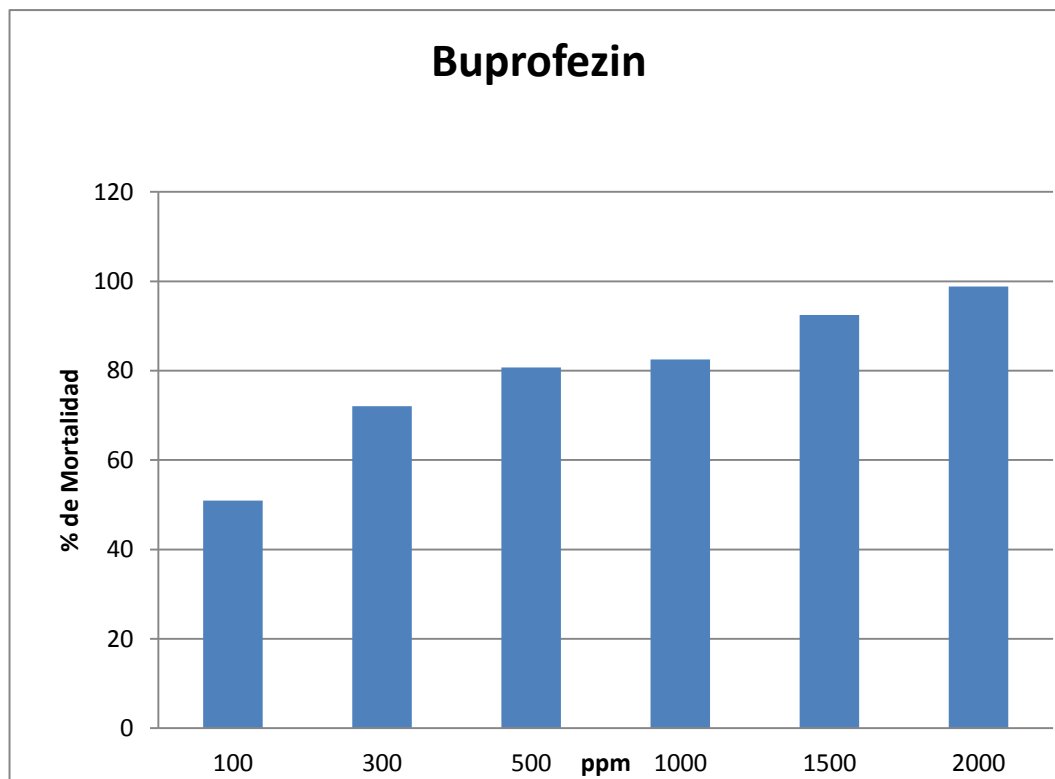


Figura 3. Porcentaje de mortalidad del producto buprofezin sobre ninfas de *Bemisia tabaci* provenientes de algodón.

Finalmente para el insecticida spirotetramate las mortalidades fueron de un 62 a un 99%. Donde la concentración de 1300 ppm fue la que presento los valores más altos, mientras que la concentración de 50 ppm fue la que presento la mortalidad más baja. Siendo los resultados anteriores un indicador que las poblaciones todavía son susceptibles a estos insecticidas.

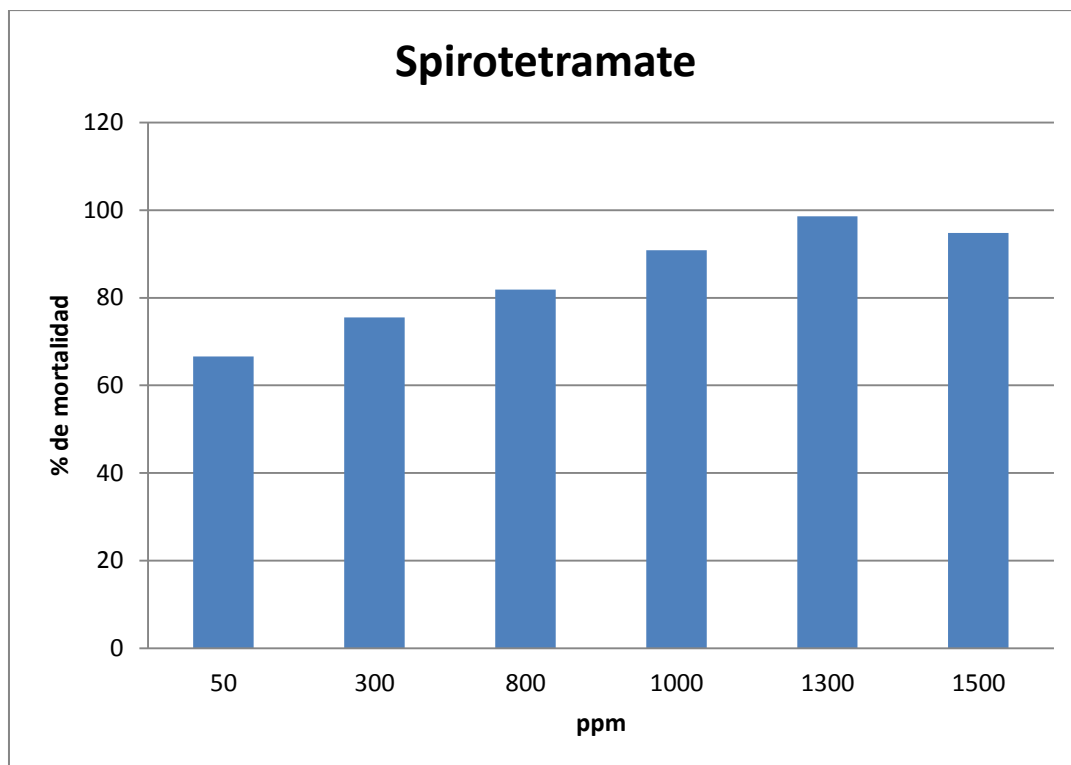


Figura 4. Porcentaje de mortalidad del producto spirotetramate sobre ninfas de *Bemisia tabaci* provenientes de algodón.

En relación a los valores de CL₅₀ (Cuadro 1), podemos observar que el producto spirotetramat, presento los valores más bajos de CL₅₀ con 20 ppm, seguido del producto pymetrozine con 66 ppm, luego el producto buprofezin con 102 ppm y finalmente con los valores más altos de CL₅₀ el producto imidacloprid con 213 ppm.

Cuadro 1. Concentraciones letales medias, cinturones de confianza de cuatro insecticidas de diferente grupo toxicológico sobre poblaciones de *Bemisia tabaci* (Gen.) provenientes de algodón.

<i>Bemisia tabaci</i>						
Producto	n	g.l.	Ppm			
			CL ₅₀	L. Fiduciales 95%	CL ₁₀	CL ₉₀
Imidacloprid	630	5	213	134.24 - 295.84	11.47	3960
Pymetrozine	630	5	66	3.08 – 161.62	2.25	1945
Buprofezin	630	5	102	445.75 - 1432	9.48	1109
Spirotetramate	630	5	20	0.0010 – 95.06	0.44	904.76

n: Número de ninfas de cuarto estadio de *B. tabaci*, g.l.: Grados de libertad. y Límites fiduciales = cinturones de confianza

Con relación a los resultados para el insecticida Spirotetramate la población obtuvo una CL₅₀ de 20 ppm, al respecto Nauen *et al.* (2008), reportaron CL₅₀ de 0.49 ppm de Spirotetramate en una población colectada en México, estos valores son muy inferiores a los reportados en nuestra investigación, aunque fue el insecticida con un menor valor de

CL₅₀ (20 ppm) al compararse con otros estudios, los resultados son muy superiores, por lo que hay que poner atención en su uso para evitar problemas de resistencia.

Con relación a los resultados para Pymetrozine (CL₅₀ de 66 ppm), Al respecto (Aguilar *et al.*, 2007) reporta valores de CL₅₀ para poblaciones de Baja California y Sinaloa valores de 78.9 y 101.5 ppm respectivamente. Los valores reportados están por arriba a los encontrados en esta investigación. Santillán *et al.* (2014) reportan, para poblaciones de campo procedentes de Nayarit valores de 97.8, 84.4, 178, 152 y 203.9 ppm, todos ellos también por arriba de los obtenidos en esta investigación. Por lo que podemos mencionar que las poblaciones de provenientes de algodón de este estudio muestran una alta susceptibilidad a este producto.

Los resultados para Buprofezin (CL₅₀ de 102 ppm). Al respecto (Caballero *et al.*, 2013) reportaron una LC₅₀ de 0.438 ppm para una población de campo. Cahill *et al.* (1996) mencionan una CL₅₀ de 0.53 ppm. Como podemos observar ambos resultados se encuentran muy por debajo de los obtenidos en este estudio, por lo que se recomienda ver la manera en que se está utilizando y cuantas aplicaciones se realizan por temporada, ya que este es un producto que se requiere en cantidades bajas por hectárea para el control de mosquita blanca y por los resultados en el bioensayo al extrapolar las partes por millón a mililitros por hectárea se incrementa demasiado la dosis, por lo que podemos concluir que la población proveniente de algodón presenta tolerancia para este producto.

En relación al producto imidacloprid (CL₅₀ de 213 ppm) Al respecto (Caballero *et al.*, 2013) reportan LC₅₀ de 50 ppm de Imidacloprid en poblaciones de campo del sur de Florida, (Gutiérrez *et al.*, 2007) en una población de *B. tabaci* procedente de Ciudad del Maíz, San Luis Potosí, reporto una CL₅₀ de 141ppm, valores inferiores a los reportados en esta investigación, sin embargo, la diferencia entre las CL₅₀'s no supera en 10 veces el

valor de la diferencia, por lo que se puede considerar a la población proveniente de algodón como susceptible a este insecticida.

CONCLUSIONES

La población mostro susceptibilidad a los insecticidas imidacloprid y pymetrozine, sin embargo se debe de tener cuidado en hacer las rotaciones correspondientes para el producto buprofezin y spirotetramat, ya que fueron los que presentaron una mayor CL_{50} en relación a otros estudios.

BIBLIOGRAFIA

Aguilar, M. S.; Rodríguez, J. C.; Santillán, O. C., Lagunes, T. Á.; Díaz, G. O.; Martínez, C. J., Susceptibilidad a insecticidas en dos poblaciones de *Bemisia Tabaci* (gennadius) (hemiptera: aleyrodidae) biotipo B colectadas en baja California y Sinaloa, México. *Interciencia*, 32(4) 266-269. 2007

Ahmad O., 2010 Dinamic of Resistance to organophosphate and carbamate insecticides in cotton, *Journal of Pesticides Science*, 83 409-420.

Algodón- Ministerio de Agricultura y ganadería.
http://www.mag.go.cr/biblioteca_virtual_ciencia/tec_algodon.pdf

Anderson, P. K. 2000. La mosca blanca vectora: *Bemisia tabaci* (Genn.). El Mosaico Dorado y otras enfermedades del fríjol común causadas por geminivirus transmitidos por mosca blanca en la América Latina

Ashour, N.I., and A.M. Abd-El'Hamid. 1970. Relative salt tolerance of Egyptian cotton varieties during germination and early seedlings development. *Plant and Soil* 33: 493-495

Bange, MP; Milroy, SP. 2004. Growth and dry matter partitioning of diverse cotton genotypes. *Field Crops Res.*87:73-87

Bellows Jr., T. S.; Perring, T. M.; Gill, R. J.; Headrick, D. H. 1994. Description of a species of *Bemisia* (Homoptera: Aleyrodidae). *Annals of the Entomological Society of America* 87: 195-206.

Bird J., 1978. Viruses and virus diseases associates with whiteflies. *Adv. Virus research* 22:55-110

Brown, J. 1993. Evaluación crítica sobre los biotipos de mosca blanca en América, de 1989 a 1992. En: *Las Moscas Blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en América Central y el Caribe*. L. Hilje,; O. Arboleda (eds.). CATIE, Turrialba, Costa Rica. p 1-9.

Byrne, DN.; BELLOWS, JR. T. S. 1991. Whitefly Biology. Annu. Rev. Entomol. 36:431-57

Byrne P., 1993. Distribución de *Bemisia tabaci* en el Mundo

Caballero, R.; Cyman, S.; Schuster, D. J., Monitoring insecticide resistance in biotype B of *Bemisia tabaci* (HEMIPTERA: Aleyrodidae) in Florida. Florida Entomologist, 1243-1256. 2013.

Cahill, M.; Jarvis, W.; Gorman, K.; Denholm, I., Resolution of baseline responses and documentation of resistance to buprofezin in *Bemisia* (Homoptera:Aleyrodidae). Bull. Entomol. Res. 86: 117-122. 1996.

Callejas, C. and M.D. Ochando, 2005. Variabilidad genética en *Bemisia tabaci* (Gennadius) en mecanismos de resistencia inducida en plantas de tomate. Boletín de Sanidad Vegetal (Plagas) 31:71-77.

Campbell, G. 1996 Orígenes de *B. tabaci* 14 6-12

Carabali, A.; Montoya-Lerma, J.; Bellotti, A. 2008. Desarrollo y reproducción de *Bemisia tabaci* "B" (Hemiptera: Aleyrodidae) sobre genotipos de yuca (*Manihot esculenta*). Revista Colombiana Entomología 34 (1). Disponible en: http://www.scielo.unal.edu.co/scielo.php?pid=S012004882008000100003&script=sci_arttext. Fecha ultimo acceso: 18 agosto 2010.

Cardona, C. Resistencia varietal a insectos. 2008. Facultad de Ciencias

Agropecuarias. Universidad Nacional de Colombia Sede Palmira.

Cardona, C.; Rendon, F.; García, J.; López-Avila, A.; Bueno, J.

M.; Ramírez, J. 2001. Resistencia a insecticidas en *Bemisia tabaci* y

Trialeurodes vaporariorum (Homóptera: Aleyrodidae) en Colombia y Ecuador.

Revista Colombiana de Entomología. 27: 33-38. Disponible en:

<http://floramap-ciat.org/biblioteca/pdf/Socolen/2001-2.pdf>. Fecha ultimo

acceso: 18 agosto 2009.

Cardona, C.; Rodríguez, I.; Bueno, J. M.; Tapia, X. 2005. Biología y

manejo de la mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* en habichuela y frijol.

Díaz A. Z., 2008. El cultivo del chile. Bartolomé Trucco. México

Fernández, G., M^a Esther 2013. Resistencia a Insecticidas en *B. tabaci* (GENNADIUS):
Nivel de Resistencia, Resistencia Cruzada y Mecanismos Implicados

Freeland Jr., T.B., B. Pettigrew, P. Thaxton and G.L. Andrews. 2006. Agrometeorology
and cotton production. Chapter 13A in Guide to Agricultural Meteorological
Practices, 3rd ed. (en preparación).

Fritschi, F.B., Roberts, B.A., Travis, R.L., Rains, D.W., Hutmacher, R.B. 2003. Response
of Irrigated Acala and Pima Cotton to Nitrogen Fertilization: Growth, Dry, Matter
Partitioning, and Yield. Agronomy Journal 95:133-146.

García G. Prueba de transmisión por áfidos del virus de la mancha anular de la papaya
Carica papaya L.

Georhiou, G. P.; Lagunes, A. 1991. The occurrence of resistance to pesticides in
arthropods. FAO. Rome, Italy. 318 p.

Greathead, A.H. 1986. Host plants. In: *Bemisia tabaci* a Literature Survey on the Cotton
Whitefly with an Annotated Bibliography. Cock, M.J.W.

Gutiérrez, O. Marina; Rodríguez, M.J.; Llanderal, C. C.; Terán, V.A.; Lagunes, T. Á.; Díaz,
G.O., Estabilidad de la resistencia a neonicotinoides en *Bemisia tabaci*
(Gennadius), biotipo B de San Luis Potosí, México. Agrociencia, Sin mes, 913-
920. 2007.

- Gutiérrez Gallardo, G. 1947. El algodón en la Comarca Lagunera. Tesis de Licenciatura. Escuela Nacional de Agricultura. Chapingo, México, D.F
- Hurtado Daza G., R. R. Trejo Calzada., y J. Martínez Saldaña. 2001. Producción de melón (*Cucumis melo* L.) bajo acolchado y microtúneles en la Comarca Lagunera. Revista Chapingo. Serie: Zonas Áridas. Vol. II. Núm. 1200.
- Lazcano, R, José (1938), *Análisis de la situación algodonera de México*, Instituto Mexicano de Estudios Agrícolas.
- Lagiére, R. 1969. El algodón. Editorial Blume.
- López, L, A. y Sánchez Crispín A. 2009. Comarca Lagunera. Procesos regionales en el contexto global. Instituto de Geografía. Universidad Nacional Autónoma de México. pp. 264
- McAuslane, H. (2000). *Bemisia tabaci* (Gennadius) or *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring
Recuperado de
http://entnemdept.ufl.edu/creatures/veg/leaf/silverleaf_whitefly.htm
- McAuslane, 2000 *B. tabaci* or *Argentifoli* Bello
- McWilliams, D. 2003. Drought Strategies for Cotton. New Mexico State University Cooperative Extension Service Circular 582. 6 pp.
- Morales, F. Cardona, C.; Bbueno J.; Rodríguez I. 2006. Manejo de integrado de enfermedades de plantas causadas por virus transmitidos por moscas blancas. CIAT, DFID Y Tropical White Fly IPM Project.
- Morales, F.; Cermeli, M. 2001. Evaluación de la preferencia de la mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) en cinco cultivos

agrícolas. Entomotropica. 16(2): 73-78.

Mound, L.A. y Halsey, S.M. (1978) Whitefly of the world. British Museum (Natural History), London, 340pp.

Naranjo, S.E. and P.C. Ellsworth, 2005. Mortality dynamics and population regulation in *Bemisia tabaci*. Entomologia Experimentalis et Applicata 116:93-108

Nauen, R.; Albert, A.; Salmon, E., Resistance management guidelines for the new ketoenol insecticide Movento. Bayer CropScience Journal 61. 2008.

Oliveira M.R.V., 2001. *Bemisia tabaci* y el Geminivirus

Oliveira, M.R.V. Henneberrib, T.J.; Anderson, P. 2001. History,

current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*

CropProtección. 20: 709–723. Disponible en:

http://www.sciencedirect.com/science?_ob=ArticleURL&_udi=B6T5T44HS98W.

Fecha ultimo acceso: 18 agosto 2009.

Pedroza S., A.; Ramírez, G.M. y J. H. Esparza M., 1996. Evaluación del Acetamiprid como una alternativa en el control químico de la mosquita blanca (*Bemisia tabaci* y *B. Argentifolii*) en el cultivo del algodón en la Comarca Lagunera. In: Memorias del V Taller Latinoamericano sobre Moscas Blancas y Geminivirus. Acapulco, Gro. México. 218 p.

Perring, T. M., 2001. The *Bemisia tabaci* species complex. Crop Prot. 20, 725–737.

Plana, Manuel 1996. El Reino del Algodón en México: La estructura agraria de la Laguna (1855-1910). Historia Económica del Norte de México (siglos XIX y XX). Grafo Print Editores, S.A. Segunda Edición en castellano, Monterrey, México

Ritchie, G. L., C. W. Bednarz, P. H. Jost and S. M. Brown. 2004. Cotton growth and development. The University of Georgia. Cooperative Extension. Bulletin 1252. Tifton, GA. USA. 14 p

Román J. G., 2001. Del Aguanaval a Sierra Mojada: El conflicto de límites entre Durango y Coahuila, 1845-1900. Centro de Estudios Sociales y Humanísticos, A.C. Saltillo, Coahuila.

Salas J., (2004). Evaluación de Prácticas Agrícolas en el Manejo de *Bemisia tabaci*

Sánchez S, J., Flores Rivas J. D., Muro Pérez G. y Martínez Adriano C. 2009a. El reinado desconocido de *Peniocereus greggii*. Boletín de la Sociedad Latinoamericana y del Caribe de Cactáceas y otras suculentas. Vol. 6/No. 1 ISSN 1856 4569. Sánchez Salas J., Flores Torres A., Muro Pérez G. y Alba Ávila J.A. 2009b. Jimulco: Sublime isla de biodiversidad, laboratorio evolutivo y refugio de especies majestuosas. Boletín de la Sociedad Latinoamericana y del Caribe de Cactáceas y otras suculentas. Vol. 6/No.2 ISSN 1856 4569

Santillán, O. C.; Robles, B. A.; Macías, F. A.; Ortiz, C. M.; Isiordia, A. N.; Carapia, R. V., Susceptibilidad a cuatro insecticidas en poblaciones de *Bemisia tabaci* (GENNADIUS) (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) de Nayarit, México. Entomología Mexicana, 1: 1034– 1038. 2014.

Secker, A.E.; Bedford, I.A.; Markham, P.G.; William M.E.C. 1998. Squash, a reliable field indicator for the presence of B biotype of tobacco whitefly, *Bemisia tabaci*.

Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA) 2003. Labores Culturales Para la Cosecha de Hortalizas en México,

Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos (SARH) 2003. Preparación de Terrenos

Universidad Nacional de Colombia sede Palmira. p 345-359.

Secretaría de Marina y Recursos Naturales (SEMARNAT).

Serrano, C.L. Sermeño, C.; Iraheta, R.; Menjívar R.; Pérez, A. 1996. Niveles de población de mosca blanca (*Bemisia tabaci*) y su parasitismo nativo en frijol (*Phaseolus vulgaris*) y tomate (*Lycopersicon esculentum*) en el valle de Zapotitan y hallazgo de un hongo entomopatógeno de la plaga en Usulután, El Salvador, C.A. In V Taller Latinoamericano sobre moscas blancas y geminivirus

Vargas Lobsinger, María 1984. La hacienda de “La Concha” Una empresa algodonera de La Laguna, 1883- 1917. UNAM. Instituto de Investigaciones Históricas. México.

Vazquez, L. 2002. Avances del control biológico de *Bemisia tabaci* en la

región Neotropical. Costa Rica. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología.

No. 66 p 82 - 95. Disponible

en:<http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A2018E/A2018E.PDF> [Fecha último acceso:

26 agosto 2009].

Vazquez, L.; Murguido, C.; Elizondo, A.; Elosegui, O.; Morales, F. 2007. Control biológico de la mosca blanca *Bemisia tabaci*. CIAT, DFID, INISAV Y Tropical White Fly IPM Project.

Villaseñor R. J. L y Espinoza G. 1998. Catálogo de Malezas de México. Ediciones científicas universitarias. UNAM-Fondo de cultura económica. 449pp