

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA



Inducción de Plantas Hospederas sobre la Susceptibilidad y Destoxificación
a Insecticidas de *Trialeurodes vaporariorum* wood

Por:

ALEXIS RANGEL MORALES GONZÁLEZ

TESIS

Presenta como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Saltillo, Coahuila, México

Junio 2014

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

Inducción de Plantas Hospederas sobre la Susceptibilidad y Destoxificación
a Insecticidas de *Trialeurodes vaporariorum* wood

Por:

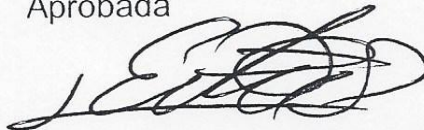
ALEXIS RANGEL MORALES GONZÁLEZ

TESIS

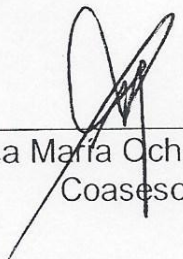
Presenta como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

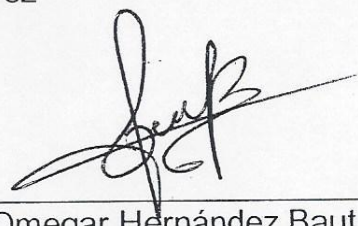
Aprobada





Dr. Ernesto Cerna Chávez
Asesor Principal



Dra. Yisa Marfa Ochoa Fuentes
Coasesor



M.C. Omegar Hernández Bautista
Coasesor



Dr. Leobardo Bañuelos Herrera
Coordinador de la División de Agronomía

Coordinación
División de Agronomía
Saltillo, Coahuila, México

Junio de 2014

AGRADECIMIENTOS

A dios por estar siempre conmigo en las buenas y en las malas, por no desampararme ni de día ni de noche y por guiarme por el buen camino y llegar a cumplir mis metas.

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro por brindarme todas las herramientas necesarias para poder llegar a construir un futuro profesional exitoso.

Al Dr. Ernesto Cerna Chávez por darme la oportunidad y confianza de realizar este trabajo de tesis, por sus consejos y enseñanza que no se aprenden en un salón de clase y sobre todo por brindarme su amistad

DEDICATORIA

A MIS PADRES

Boris Morales Pérez y Ma. Virginia González Morales quienes con su confianza, amor y consejos me educaron y enseñaron los valores para ser un hombre de bien y culminar una de mis metas en la vida como ser humano.

A MIS HERMANOS

Coquí, semi, Yeisson y Georgina que con ellos he compartido mucho de los mejores momentos de mi vida y estoy agradecido porque ellos formen parte de mi vida.

A MI HIJA

Alexa que fue mi inspiración para seguir adelante y poder lograr mis objetivos y que a pesar de todas las adversidades siempre estará presente en mi corazón.

A mis amigos y compañeros de la UAAAAN, por toda la alegría que me brindaron durante la estancia.

RESUMEN

INDUCCIÓN DE PLANTAS HOSPEDERAS SOBRE LA SUSCEPTIBILIDAD Y DETOXIFICACION A INSECTICIDAS DE *Trialeurodes vaporariorum* wood.

Palabras claves: Pruebas bioquímicas, resistencia, control, mosquita blanca.

Trialeurodes vaporariorum es una plaga de cultivos en invernadero, debido a que ocasiona daños al succionar la savia y como vector de virus. Su manejo se basa principalmente con el uso de plaguicidas lo que ha provocado problemas de resistencia. Sin embargo se ha comprobado que en diversos artrópodos, no solamente el uso indiscriminado de plaguicidas ha generado este problema, si no que el hospedero también puede influir en la inducción de una resistencia natural hacia el control químico. Por lo tanto, en la presente investigación tiene como objetivo conocer la susceptibilidad de poblaciones de *T. vaporariorum* en diferentes hospederos contra tres insecticidas de diferente grupo toxicológico. Para esto se recolectaron poblaciones de *T. vaporariorum*, provenientes de tres hospederos, nochebuena (*Euphorbia pulcherrima*), tomate (*S. lycopersicum* var. *Cerasiforme*), y tabaco (*Nicotiana tabacum*). Mediante el uso de bioensayos se determinó la CL₅₀ y la proporción de resistencia (RR). Así como la realización de pruebas bioquímicas con el fin de conocer los niveles enzimáticos de las principales enzimas detoxificativas como son α y β -esterasas, oxidasas y glutatión s transferasas. Los resultados nos muestran que el RR en mosquita blanca para el producto bifentrina fue de 3.6 y 2.9 X en

los hospederos tabaco y nochebuena. Para el producto endosulfan los valores más altos fueron; para nochebuena con 3.2X y tabaco con 2.64X. Para el producto imidacloprid los valores más altos los presentó nochebuena 3.27X y tabaco 2.64X. Observándose también cambios en los niveles de α y β -esterasas en las poblaciones de *T. vaporariorum* desarrolladas en tabaco y nochebuena. Por lo que se puede mencionar que el tipo de hospedero influye en la inducción de enzimas detoxificativas en la resistencia de *T. vaporariorum* a insecticidas.

INDICE

INTRODUCCION	1
OBJETIVO	2
HIPOTESIS	2
REVISION DE LITERATURA	3
Origen	3
Distribución	3
Ubicación Taxonómica	3
Ciclo biológico	4
Huevo	4
Ninfa	5
Adulto	5
Daños	6
Factores que propician al incremento de poblaciones de mosquita blanca	7
Hospederos	7
Perdidas	7
Control de <i>Trialeurodes vaporariorum</i>	8
Control biológico	8
Control legal	9
Control cultural	9
Control químico	10
Resistencia	10
Resistencia por comportamiento	11
Resistencia morfológica	11
Resistencia fisiológica	11
Resistencia no metabólica	12
Resistencia metabólica	12
Resistencia natural	12
Interacción insecto-planta	13
Metabolitos secundarios	14
MATERIALES Y METODOS	15
Ubicación	15
Recolecta de material biológico	15
Bioensayos	15

Pruebas bioquímicas para estimar niveles de enzimas -----	16
Determinación de Proteína -----	17
Estimación de los niveles de esterasas -----	17
Análisis de resultados -----	18
<i>RESULTADOS Y DISCUSIONES</i> -----	19
<i>CONCLUSIONES</i> -----	25
<i>BIBLIOGRAFIA</i> -----	26

INTRODUCCION

La mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* west wood (Hemiptera: aleyrodidae) es una de las plagas más limitantes a nivel mundial es los cultivos de invernadero, la importancia económica de este insecto se debe a su amplia distribución geográfica en el trópico, subtropico y zonas templadas, al gran número de especies que afecta a su amplio rango de hospederos cultivados y silvestres (Bueno *et al.*, 2005; Cardona *et al.*, 2005). Algunos daños que ocasiona se relaciona con succión de la savia, tanto por los adultos como por las ninfas, manifestándose en un debilitamiento y marchitamiento de la planta (Morales y Cermeli, 2001).

En México, a partir del año de 1991 las mosquitas blancas dejaron de ser consideradas como plagas secundarias y empezaron a constituir una amenaza a la producción agrícola, principalmente en hortalizas y ornamentales.

Los productores utilizan insecticidas en grandes volúmenes sin cumplir los periodos de carencia, ocasionando residuos tóxicos en los frutos, desarrollo de poblaciones resistentes a los productos, destrucción de organismos benéficos, intoxicación de mamíferos y contaminación del medio ambiente (Filgueira, 2000; Easterbrook *et al.*, 2002; Picanço *et al.*, 2007).

El control de esta plaga, se realizó con insecticidas de grupos como organofosforados y piretroides, pero la elevada capacidad que tienen estos

insectos para desarrollar rápidamente resistencia a los insecticidas ha hecho que el problema aumente su magnitud (Omer *et al.*, 1993; Rauch y Naun, 2003). En relación a esto último la Arthropod Pesticide Resistance Database (APRD, 20011) indica que *T. vaporariorum* tiene 95 reportes de resistencia a 23 insecticidas distintos.

Una alternativa viable a los problemas ocasionados por el uso excesivo a los plaguicidas es la utilización de métodos de control que deben priorizar la seguridad ambiental, social y que sean eficientes para el control de *T. vaporariorum*. En la búsqueda de tales métodos, productos alternativos a los plaguicidas convencionales, han sido usados por productores de hortalizas para el control de plagas y enfermedades, especialmente en los sistemas de producción ecológicos y orgánicos (Campanhola y Bettiol, 2003; Venzon *et al.*, 2007).

OBJETIVO

El presente trabajo de investigación, tiene como objetivo conocer las susceptibilidad de poblaciones de *T. vaporariorum* en diferentes hospederos contra insecticidas de diferente grupo toxicológico.

Determinar la cuantificación de enzimas de resistencia en *T. vaporariorum* según el hospedero.

HIPOTESIS

Se espera que el efecto del hospedero se vea reflejado en las líneas dosis-mortalidad y cuantificación enzimática de *T. vaporariorum*.

REVISION DE LITERATURA

Origen

Trialeurodes vaporariorum (Westwood) es originaria de América, particularmente de Estados Unidos (EU) y del Noreste de México, esta plaga se encuentra distribuida principalmente en las regiones tropicales y subtropicales del mundo, catorce especies de este género ocurren en México (Carapia-Ruiz, 2007).

Distribución

En los estados de Morelos, Puebla, México e Hidalgo donde la agricultura es principalmente de temporal, los daños causados por *T. vaporariorum* son frecuentemente severos, debido a que las condiciones del medio favorecen el crecimiento de sus poblaciones y a que el productor no dispone de estrategias adecuadas para combatirlas. De acuerdo a las condiciones climáticas y socioeconómicas del productor, los daños ocasionados varían del 10 al 100%(García-Valente y Ortega-Arenas, 2008).

Ubicación Taxonómica

La mosquita blanca (*Trialeurodes vaporariorum*) Se ubica taxonómicamente según Borrór, *et al.*,(1989):

Reyno Animal

Phyllum Arthropoda

Clase Insecta

Orden Hemiptera

Suborden Sternorrhyncha

Familia Aleyrodidae

Genero *Trialeurodes*

Especie *Vaporarium*

Ciclo biológico

En general el ciclo biológico de vida de las diferentes especies de mosca blanca es muy similar tiene un desarrollo hemimetábolo; una metamorfosis incompleta (karlsson, 2006) y tiene una duración de 21 a 45 días aproximadamente, ya que el periodo de vida está condicionado a los factores climáticos (Román, 2007).

Huevo

La hembra de la mosca blanca pone los huevos en el envés de las hojas, estos quedan adheridos mediante pedicelos (les proporciona nutrimentos y evita que se des sequen), su tamaño es muy pequeño con una longitud de 0,08 mm y 0,035 mm de diámetro (Román, 2007). Durante las

primeras horas son transparentes para luego transformarse a ser amarillos o color café. Por el tamaño tan diminuto se percibe los huevos como un polvo color blanco en el envés de las hojas. Cada individuo hembra pone 180 a 200 huevos en su vida. El tiempo de incubación para los huevos es 7-10 días (Bellotti y Vargas, 1986; Arias, 1995; López, 2006; Román, 2007).

Ninfa

La ninfa pasa por tres instares y un estado conocido como pupa al final, una vez ya eclosionado el huevo, emerge una pequeña ninfa que mide aproximadamente unos 0,27mm de largo, es móvil y se desplaza sobre la superficie de la hoja hasta que encuentra un lugar indicado o apropiado para alimentarse, introduce su pico y se fija allí donde transcurrirá el resto del estado ninfa sin volverse a desplazar, los instares se diferencian principalmente por los cambios en el tamaño y la acumulación de sustancias cerosas sobre su cuerpo. Una vez terminado el estado de ninfa, dura de 15 a 17 días, para que el adulto emerja por una abertura dorsal en forma de "T" invertida (López, 2006).

Adulto

El adulto de la mosca blanca 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 alas, tiene un aparato bucal picador-chupador, que les sirve para succiona la savia de las plantas (Jiménez y Bonifacio, 2008).

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 5 a quince días para los primeros y de 5 a 32 para las hembras. Algunos estudios indican que una hembra es capaz de ovipositar hasta 300 huevos durante su vida y que los huevos de hembra vírgenes producen hembras, mientras que las han copulado dan origen a los dos sexos (López, 2006).

Daños

Las ninfas y los adultos causan daños directos por la succión de nutrimentos de la planta principalmente aminoácidos y azúcares de transporte, ocasionando amarillamiento de las plantas, las cuales detienen su crecimiento y pueden llegar a morir cuando la población del insecto es muy alta. Se asocian con endosimbiontes procariontes que les ayudan a cubrir sus carencias nutrimentales y las facultan para colonizar las plantas herbáceas en diferentes hábitats (Ortega *et al.*, 2008).

Otro daño causado por las mosquitas blancas, de manera indirecta, es la secreción de mielecilla la cual propicia el desarrollo de los hongos conocidos como fumagina y estos a su vez ocasionan interferencia con la fotosíntesis y como consecuencia reduce el vigor de la planta (Morales *et al.*, 2006).

Otros de problemas que causa la mosquita blanca es que actúa como vector de virus, dentro es estos virus que transmiten las mosquitas blancas son del grupo de los geminivirus (poliedros de ADN en pares) y los carlavirus, closteovirus y potyvirus, que se caracterizan por presentar forma de varilla flexible (Rivas, 1994; Vega y Rivera, 2001).

Factores que propician al incremento de poblaciones de mosquita blanca

Entre los factores que propician el incremento de las poblaciones de mosquita blanca se encuentran sus hábitos polífagos, al consumir diversos arvenses su capacidad de transmitir patógenos causantes de enfermedades aumenta, pero sobre todo por la eliminación de enemigos naturales y desarrollo de resistencia a causa del empleo indiscriminados de insecticidas (Ortega *et al.*, 2008).

Hospederos

Debido a que *T. vaporariorum* es una plaga polífaga ataca a más de 275 especies de familias Cruciferae, Leguminosae, Malvaceae y solanaceae principalmente (Byrne *et al.*, 1990).

Perdidas

En México las pérdidas causadas por mosquita blanca son numerosas y los brotes de esta plaga en algunas zonas han creado verdaderas situaciones de emergencia, tal es el caso del valle de Mexicali, Baja California, San Luis, Rio Colorado, Sonora, en donde la llegada de la mosquita blanca causó una devastación en cultivos de verano, las pérdidas ocasionadas por esta plaga en 1992, en Mexicali provocan una situación en la economía de esta región que fue señalada como desastrosa, en los cuales los productores perdieron cosechas enteras por esta plaga (Martínez, 1993).

Otro caso relevante sobre mosquita blanca lo constituye la zona hortícola de Yucatán, ya que el ciclo agrícola 1990 se siniestraron cerca de 200

ha de tomate, otro cultivo afectado fuertemente por mosca blanca fue chile habanero y aguacate, en este último se señala que en el ciclo primavera-verano de 1989 se tuvieron pérdidas de 293 ha (Martínez, 1993).

Otro cultivo que ha sido afectado severamente por la mosquita blanca es el chile, cuya producción y la calidad se ha visto drásticamente afectada, tal como ocurrió en Sinaloa donde en el ciclo de 1992-92 solo se obtuvo 5% de producción de calidad. Una situación similar se ha vivido en Chihuahua y Jalisco donde se han rastreado lotes completos (SIAP 1994).

Control de *Trialeurodes vaporariorum*

Control biológico

El control biológico por conservación puede ser una opción más de control de esta plaga, es posible permitir la acción de parasitoides de ninfas de mosca blanca presentes entre los que se encuentran *Encarsia pergandiella*, *Encarsia sp.*, *Eretmocerus haldemani* y un *scelionido sp.*, que en conjunto pueden llegar a parasitar hasta el 70 % de ninfas de plaga, y algunos depredadores como *Crysopa spp.* Y Entomopatógenos como *Beauveria bassiana*, *Lecanicilium lecanii* o *Paecylomyces fumusuroserum* (Bravo y López, 2007; López-Ávila, 2006).

Control legal

Dado que la mosquita blanca es de alto riesgo para la olericultura y floricultura se estableció el plan de emergencia contra la mosquita blanca, con fundamentos en los artículos 9, 12 y 18 de la ley Federal de Sanidad Vegetal de los Estados Unidos Mexicanos, que administra la dirección de Sanidad Vegetal de SAGARPA, que emite la norma NOM-020-FITO-1995. Que establece la campaña contra la mosquita blanca, como el fin de evitar la dispersión de esta plaga, para regular la movilización de productos vegetales, que contempla la norma oficial Mexicana, establecido como requisito previo a la movilización de productos que representa riesgo de diseminación de la plaga, el certificado fitosanitario para la movilización nacional (DGSV, 2004).

Control cultural

Las prácticas culturales por su naturaleza preventiva juega un papel importante dentro de los programas de manejo integrado de *T. vaporariorum* sin embargo debido a la dificultad de evaluación por métodos convencionales, prácticas como la rotación de cultivos, manejo de residuos de cultivo y malezas, han recibido poca atención de los investigadores, los agricultores no han adoptado prácticas culturales como: barreras vivas, altas densidades de siembra, cobertura con plásticos y cultivos trampa porque aplica cambios significativos en sus cultivos, sin embargo, han adoptado otras prácticas como; periodos libres de cultivo y varias formas protectoras (Hilje *et al.*, 2001).

La fecha de siembra es la principal estrategia dentro del manejo de la plaga impactada la curva de crecimiento mediante fechas tempranas de

siembra lo anterior, con el fin de que no coincida la fase exponencial de la plaga con susceptibilidad del cultivo (Metcalf y Lukmann, 1994).

Control químico

Los insecticidas son herramientas útiles en el manejo integrado de plagas, importantes investigaciones han sido realizadas evaluando grupos químicos con nuevos modos de acción, debido a la aparición frecuente de resistencia a insecticidas como piretroides y fosforados (Zou y Zheng, 1988). Los neonicotinoides representan una nueva clase muy activa contra insectos chupadores resistentes a los grupos mencionados previamente (Yamamoto y Casida, 1999). Imidacloprid, tiametoxam, tiacloprid y acetamiprid han demostrado su eficacia en el control de mosca blanca, como se recoge en la revisión de Palumbo *et al.* (2001) donde se proporciona una relación muy detallada de referencias anteriores que así lo han demostrado. Para el control de la mosca blanca de los invernaderos (*T. vaporariorum*) en frutilla, Bi *et al.* (2002) recomienda como una herramienta importante el uso de imidacloprid y tiametoxam.

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 para que las especies de plagas (IRAC, 2013).

Georghiou (1965) clasificó la resistencia en tres tipos: por comportamiento, morfológica y fisiológica. Donde esta última según McNally (1962) es el tipo de resistencia más importante.

Resistencia por comportamiento: Es una disminución del contacto con el insecticida para aumentar la probabilidad de supervivencia en un entorno tratado con insecticida, estos cambios pueden implicar una menor tendencia a entrar en las casas rociadas o una mayor tendencia a alejarse de las superficies tratadas una vez que se hace el contacto. Se trata de un mecanismo de resistencia menor en comparación con los otros mecanismos (Hemingway y Ranson, 2005)

Resistencia morfológica: La resistencia morfológica, es un mecanismo físico de resistencia y contempla muchos casos de penetración reducida que causan resistencia en los insectos la velocidad de penetración depende de las características moleculares del insecticida y de las propiedades del integumento del insecto, las cuales varían considerablemente entre los estadios de vida y de una especie a otra. Una penetración demorada provee un mayor tiempo para la detoxificación de una dosis tomada (Brattsten *et al.*, 1986).

Resistencia fisiológica: Con fines de manejo, este tipo de resistencia se agrupa en dos mecanismos. Según Miller (1988).

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

Resistencia metabólica: Cuando se involucran cambios enzimáticos en la vía metabólica del insecto llega a ser modificada detoxificándose el insecticida o negando el metabolismo del compuesto aplicado en su forma tóxica la forma más importante de resistencia metabólica incluye la multifunción oxidasas, las glutatión-transferasas y las esterasas (Miller, 1988).

Resistencia natural

La idea de que las poblaciones de organismos tienen la capacidad de evolucionar proviene originalmente de Aristóteles, quien notó que los organismos tenían grados de afinidad y diferenciación entre ellos, y que se podían colocar en una “escala natural” en cuya parte inferior estaban los seres más simples y en la parte superior los más complejos, se asumía que todos los seres vivos eran criaturas imperfectas pero que avanzaban hacia estados cada vez más perfectos (Solomon *et al.*, 2001). Actualmente se sabe que las poblaciones de organismos cambian sus frecuencias génicas y genotípicas debido a la acción de varias fuerzas evolutivas en donde la más importante es la selección natural (Falconer, 1989). Por lo tanto, la quimiodiversidad de las plantas o diversidad fitoquímica, es una característica de la vida en la Tierra, los organismos vivos producen miles de estructuras de compuestos con bajo peso molecular, se estima que se han descrito más de 200,000

estructuras (Harborne, 2000; Picherski y Gershenzon, 2002). Toda la diversidad fitoquímica implícita en esas matrices biológicas tienen efectos en los organismos que interactúan con las plantas (Langenheim, 1994; Poelman *et al.*, 2008). Dado a que enfrentan a múltiples herbívoros y patógenos simultánea o secuencialmente (Linhart, 1991), se piensa que los metabolitos secundarios que se encuentran actualmente en las plantas son producto de la coevolución (difusa o directa) con sus enemigos naturales (herbívoros y plagas) y sus mutualistas (Lason *et al.*, 2011). Muchos insectos son capaces de desintoxicar tóxicos, potencialmente metabolitos secundarios, utilizando monooxigenasas del citocromo P450 y glutatión S-transferasas; por ejemplo, xantotoxina induce la expresión de P450 en *Helicoverpa zea* (Li, 2000).

Interacción insecto-planta

Las plantas han evolucionado hasta ser los organismos dominantes en nuestro planeta, de las que dependemos la mayoría de las especies, en su hábitat natural, las plantas reciben diferentes estímulos bióticos y abióticos simultáneamente, a los que responden, las plantas terrestres son la fuente de alimento para una cantidad estimada en más de un millón de especies de insectos de diferentes grupos taxonómicos (Baldwin *et al.*, 2001) entre las cuales se encuentra *Bemisia tabaci* que se ha caracterizado por ser una especie polífaga con más de 900 plantas huésped (Polack, 2005). Por lo que se ha demostrado que el hospedero tiene gran influencia en el desarrollo de resistencia, esto se debe a que las plantas producen una diversidad de

metabolitos secundarios, o aleloquímicos, principalmente como defensa (Schoonhoven *et al.*, 2005)

Metabolitos secundarios

Las plantas pueden mediar las interacciones foliares mediante la inducción del Metabolismo secundario (Bezemer *et al.*, 2003; Kaplan *et al.*, 2008), que se consideran como desechos de los vegetales carentes de una función definida, sin embargo tiene una gran importancia como un todo (Taiz, 2002). Se clasifican en diferentes tipos: fenoles y terpenos, solo una tercera partes contienen metabolitos basado en el nitrógeno, como alcaloides o glucosinolatos (Harborne, 1997). Los fenoles son compuestos químicos con al menos un anillo aromático que contienen uno o más grupos hidroxilos (Strack, 1997); Mientras que los terpenos son compuestos que están constituidos por dos o más unidades de isopreno unidas y son la familia más amplia de compuestos en plantas (Connolly y Hill, 2001).

Los insectos pueden evitar el consumo de plantas tóxicas tan pronto como estén capaz de detectar visualmente, olfativamente o a través de contacto (Chapman, 2003). Pueden producir cambios sutiles en las respuestas de defensas de las plantas, lo que resulta en una capacidad de tolerarlas, la mezcla compleja de toxinas encontradas en muchas plantas puede dar efectos sinérgicos en la defensa contra la herbívora.

MATERIALES Y METODOS

Ubicación

El presente trabajo se realizó en el Laboratorio de Toxicología de Insectos, el cual está situado en el departamento de parasitología de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN), en Buenavista Saltillo, Coahuila, México.

Recolecta de material biológico

Se recolectó material de invernaderos ubicados en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, de los cultivos de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima*), tabaco (*Nicotiana tabacum*), y Tomate (*Solanum lycopersicum* var. *Cerasiforme*), preferentemente libres de presión de selección por plaguicidas. Cada uno con presencia de ninfas de *T. vaporariorum*, de la cual se hizo su identificación mediante sus respectivas claves dicotómicas.

Bioensayos

Se realizaron de acuerdo con la técnica de inmersión de hoja para mosquita blanca con ligeras modificaciones (IRAC, 2009). Para ello, de cada una de los hospederos se seleccionaron hojas del 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 condiciones del bioensayo se realizaron a nivel laboratorio con condiciones controladas de 24 ± 2 °C de temperatura, 60 % de H.R. y 12:12 horas luz: oscuridad. Los

insecticidas utilizados fueron seleccionados de acuerdo con el manejo reportado por los productores. Los insecticidas seleccionados fueron Bifentrina (Brigadier 20 P[®] 209 gr de i.a. L⁻¹, piretroide), Imidacloprid (Picador 70 PH[®] 350 gr de i.a. L⁻¹, neonicotinoide) y Endosulfan (Thiodan 35 CE[®] 350 gr de i.a. L⁻¹, clorado).

Para la preparación de las diferentes concentraciones se utilizó agua destilada y el producto bionex[®] como dispersante, en una proporción 1mL: 1L de agua. El intervalo de concentraciones utilizadas fue de 100, 250, 500, 1000, 1500 y 2000 ppm. las hojas se sumergieron durante 5 s en la concentración respectiva de insecticida. Las hojas tratadas se dejaron secar en papel absorbente y posteriormente se colocaron en recipientes de plástico de 20 x 20 cm, con papel húmedo, las lecturas de mortalidad se realizaron a las 24 h. Se consideró ninfa muerta aquella que presentaba los apéndices pegados al cuerpo, estaba deshidratada o no reaccionaba al estímulo del pincel. Se establecieron seis concentraciones de cada plaguicida para cada cultivo y maleza, además se realizaron tres repeticiones de cada bioensayo y cada repetición incluyó un testigo de agua con bionex. El máximo nivel de mortalidad aceptable para el testigo fue del 10%; la mortalidad ocasionada por los diferentes insecticidas fue corregida por la mortalidad en el testigo mediante la fórmula de Abbott (1925).

Pruebas bioquímicas para estimar niveles de enzimas

Para realizar las pruebas bioquímicas se colectaron muestras de mosquita blanca, de cada una de los hospederos las muestras se depositaron en tubos eppendorf, etiquetándole el número respectivo así como su hospedero del que procedía, estas fueron trasladadas al departamento de parasitología

agrícola en el laboratorio de Toxicología y puestos a una temperatura de -4°C . Para las tres colonias se utilizó la prueba bioquímica de α -esterasas y β -esterasas, las cuales se corrieron por triplicado en placas de 96 pocillos y fueron leídas posteriormente mediante el lector de microplacas Stat fax-2100.

Determinación de Proteína

Se determinó la cantidad de *T. vaporariorum*, para poder llevar a cabo las pruebas bioquímicas para esto se necesita conocer la cantidad de proteína y esta fue determinada por el método de Bradford (1976) modificado por Brogdon (1984), donde se utilizó la proteína albúmina sérica de bovina como referencia. Se usaron ninfas de cuarto estadio, en diez concentraciones diferentes en relación al número ninfas (0.5, 1, 5, 10, 15, 30, 50, 100, 200, 300), cada una con 8 repeticiones. Una vez que se determinó la cantidad de muestra en relación a la proteína (100 ninfas de *T. vaporariorum* = 100 μg de proteína/mL), se homogenizó en 100 μL de BFP (Buffer de fosfato) y se diluyó a 1 mL (Brogdon 1984). Se prepararon 8 muestras para cada una de las poblaciones.

Estimación de los niveles de esterasas

Para determinar los niveles de α y β -esterasas se empleó el método de Brogdon-Dickinson (1983). Para ello se colocaron 100 μL de la muestra de ninfas a cada pocillo, enseguida se depositaron 100 μL de una solución de 56 mg α o β naftil acetato diluida en 20 mL de acetona y aforada a 100 mL con buffer KPO_4 , la mezcla se dejó incubar a temperatura ambiente por 10 min y posteriormente se le adicionaron 100 μL de dianisidina, preparada a una concentración de 1mg / mL de agua destilada, se mantuvo la mezcla por 2 min

y se tomó la lectura de la placa, en un lector de microplacas Stat fax-2100 usando un filtro de 540 nm.

Análisis de resultados

Para los bioensayos los datos fueron sometidos a un análisis Probit mediante el método de máxima verosimilitud (Finney, 1971) utilizando el programa SAS Ver 9.0 Statistical Analysis System for Windows, (2007).

Para las pruebas de enzimas, con las absorbancias de cada enzima, se realizó una distribución de frecuencias, donde la absorbancia es la variable y la frecuencia el número de muestras de ninfas. Por último, se realizó un Anova de clasificación simple y una prueba de Tukey ($P= 0.05$), utilizando el programa SAS system for Windows ver 9.0 (2007).

RESULTADOS Y DISCUSIONES

En el Tabla I, se muestran los valores de CL₅₀ del producto bifentrina en relación a tres poblaciones en estudio. Como podemos observar, tomate (*Solanum lycopersicum* var. *Cerasiforme*) presenta una CL₅₀ de 164.408 ppm; para el cultivo de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima*), fue de 591.677 ppm, y para tabaco (*Nicotiana tabacum*) muestra una CL₅₀ de 478.696 ppm. Como se observa la nochebuena fue la que presentó los valores más altos de CL₅₀ (591.677 ppm). Mientras que los valores más bajos los presentaron el tomate con 164.408 ppm.

Tabla I. Concentraciones letales medias, cinturones de confianza y proporción de resistencia de Bifentrina en tres hospederos de *T. vaporariorum* (West).

Bifentrina						
Cultivo	n	gl	Ppm.			
			CL ₅₀	L.F. 95%	CL ₀₅	CL ₉₅
<i>S. lycopersicum</i> var. <i>Cerasiforme</i>	420	6	164.408	74.370- 255.048	31.698	3205
<i>Euphorbia pulcherrima</i>	420	6	591.677	299.195-1200	22.523	1200
<i>Nicotiana tabacum</i>	420	6	478.696	214.612-891.461	29.888	7667

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

Al respecto Xie *et al.*, (2010) reportan resultados similares a los de esta investigación, donde se muestra diferente susceptibilidad en cinco cultivos (nochebuena, pepino, algodón, tomate y col) de poblaciones de *B. tabaci*.

Como podemos observar en la tabla I, en tomate obtuvimos una CL_{50} de 164.408 ppm, al respecto Santilla (2001) reporta una CL_{50} de 11 ppm en este mismo cultivo. Siendo nuestros resultados muy superiores a los reportados en esta investigación. Por otro lado para nochebuena (591.677 ppm) en un trabajo realizado por Martínez *et al.*, (2009) encontraron una CL_{50} de 84.32 ppm lo que significa un 86 % más tolerable la población de nuestro estudio.

En el Tabla II, se ilustra los valores de CL_{50} para el producto endosulfan en relación a las tres poblaciones. Para el caso de las provenientes del tomate presentan una CL_{50} de 327.206 ppm; para la nochebuena fue de 1694 ppm y el tabaco con 807.71 ppm. Como se observa la nochebuena fue el hospedero que presentó el valor más alto de CL_{50} con 1694 ppm. Mientras que el valor más bajo lo presentó el tomate con un valor de 327.206 ppm.

Tabla II. Concentraciones letales medias, cinturones de confianza y proporción de resistencia de endosulfan en tres hospederos de *T. vaporariorum* (West)

Cultivo	Endosulfan					
	n	gl	Ppm.			
			CL_{50}	L.F. 95%	CL_{05}	CL_{95}
<i>S. lycopersicum var. Cerasiforme</i>	420	6	327.206	63.367-695.555	25.452	4206
<i>Euphorbia pulcherrina</i>	420	6	1694	1162-3088	10.243	280041
<i>Nicotiana tabacum</i>	420	6	807.71	1858-17535	191.441	3408

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

Para el producto endosulfan observamos que tomate tiene una CL_{50} de 327.206 ppm la cual fue la más baja; para esto (D Silva *et al.*, 2009) reportan una CL_{50} de 162.70 ppm, de una población colectada en invernadero de *B. tabaci* y una CL_{50} de 295.22 ppm en algodón, por lo que podemos hacer

mención que el hospedero influye de manera significativa en la susceptibilidad a este producto. La CL₅₀ encontrada en nochebuena fue de 1694 ppm mientras que en tabaco (*Nicotiana tabacum*) fue 936.368 ppm.

Por ultimo en la Tabla III podemos observar que la CL₅₀ para tomate fue de 353.991 ppm, siendo esto el resultado más bajo; para las poblaciones desarrolladas en nochebuena la CL₅₀ fue de 1159 ppm el cual fue más alto; mientras que para tabaco la CL₅₀ fue de 936.368 ppm.

Tabla III. Concentraciones letales medias, cinturones de confianza y proporción de resistencia de Imidacloprid en tres hospederos de *T. vaporariorum* (West).

Cultivo	Imidacloprid					
	n	gl	Ppm.			
			CL ₅₀	L.F. 95%	CL ₀₅	CL ₉₅
<i>S. lycopersicum var. Cerasiforme</i>	420	6	353.991	130.062-648.931	34.398	3643
<i>Euphorbia pulcherrina</i>	420	6	1159	823.893-1744	360.998	3722
<i>Nicotiana tabacum</i>	420	6	936.368	405.901-3551	172.397	5086

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

Finalmente, los resultados de imidacloprid donde igualmente tomate ocupa el valor más bajo con una CL₅₀ 353.991 ppm, lo cual nos indica que es resistente, comparando con (Gorman *et al.*, 2007) encontrarón 159 veces más resistente en *T. vaporariorum* sobre una línea susceptible con lo que podemos decir que la nuestra (353.991 ppm); mientras que en nochebuena, fue una CL₅₀ 1159 ppm, para esto Xie *et al.*, (2010) encontrarón una CL₅₀ de 129 ppm para *B. tabaco* por lo que deducimos es que la población en estudio presenta un 89 % mas tolerancia. En cuanto a tabaco podemos observar una CL₅₀ de 936.368

ppm, como nos podemos dar cuenta es en tabaco es donde existe resistencia, seguido por nochebuena. La resistencia para este grupo toxicológico esta reportada como inestable (Kristensen *et al.*, 2000; Sayyed *et al.*, 2000; Bailo *et al.*, 2004).

En la tabla IV se presentan los valores máximos de absorbancia obtenidos de esterasas de poblaciones de *T. vaporariorum* obtenidas en tres hospederos. Como puede observarse, las α -esterasas de *Euphorbia pulcherrima* con absorbancias de 1.25475 a 0.502, y para *Nicotiana tabacum* de 1.17058 a 0.372 siendo estas las lecturas más altas mientras que en Tomate (*S. lycopersicum* var. *Cerasiforme*), fueron absorbancias que oscilaron 0.66433 a 0.113. Así mismo también se pueden apreciar (tabla IV) las lecturas de la enzima β -esterasa donde registraron la mayores absorbancias en *Nicotiana tabacum* que fueron de 2.51971 a 0.405 y en el segundo grupo *Euphorbia pulcherrima* de 1.7175 a 0.405, y en última posición *S. lycopersicum* var. *Cerasiforme* se ubicaron entre 1.158 a 0.224 de absorbancias siendo estos los más bajos.

Tabla IV. Niveles máximos de absorbancia para esterasas en *T. Vaporariorum*, en tres hospederos.

Contenido de esterasas		
Cultivo	α -esterasas	β -esterasas
<i>S. lycopersicum</i> var. <i>Cerasiforme</i>	0.66433 \pm 0.113b	1.158 \pm 0.224c
<i>Euphorbia pulcherrima</i>	1.25475 \pm 0.502a	1.7175 \pm 0.405b
<i>Nicotiana tabacum</i>	1.17058 \pm 0.372a	2.51971 \pm 0.405a

De acuerdo a los resultados presentados en la tabla IV, se ilustra que las α -esterasas están con mayor presencia en nochebuena y tabaco cuyas absorbancias fueron 1.25475 a 0.502 y 1.17058 a 0.372 respectivamente, y para Tabaco las lecturas de β -esterasas fueron de 2.51971 a 0.405, lo cual es altamente factible ya que existe relación con las concentraciones letales por que fueron estos los hospederos con resultados más altos en los productos evaluados. En caso de los resultados de esterasas para tabaco y noche buena, en relación a bifentrina donde la CL_{50} fue 591.677 y 478.696 ppm respectivamente, ubicándolos como los hospedero con mayor presencia de esterasas, concuerda con Erdogan *et al.*, (2008) menciona que el grupo de esterasas constituyen el principal mecanismo de defensa para el grupo de los piretroides. Ahora bien cómo podemos observar los resultados entre hospederos son altamente diferentes entre cada uno de los insecticidas, lo cual coincide con Godfre y Fuson (2001) que demostraron que pueden ocurrir cambios en la respuesta de un insecto a diferentes xenobióticos, que provienen de diferencias interespecíficas e intraespecíficas de las plantas hospederas. Esto se debe a los aleloquímicos que afectan la actividad enzimática detoxificante (Mao *et al.*, 2006).

Francis *et al.*, 2005 reporta a *Myzus persicae* capaz de detoxificar aleloquímico como glucosinatos, mediante enzimas Glutación s-transferasas. En relación a esto también el gusano cortador, *Peridromasaucia* aumento de 45 veces en el citocromo la actividad de la enzima P-450 como resultado de la

alimentación en hojas de menta (Yu *et al.*, 1979). Del mismo modo también en tabaco, *Manduca sexta* no puede distinguir entre los dos compuestos de sabor amargo, un no- tóxicos compuesto fenólico (salicina) y un alcaloide tóxico (cafeína), porque la misma vía de señalización de amargura se activa por tanto los compuestos son ingeridos por el huésped (Glendinning *et al.*, 2002)

CONCLUSIONES

Por lo tanto podemos concluir que *T. vaporariorum*, presenta tolerancia a los tres productos estudiados sin embargo los hospederos juegan un papel muy importante para que se pueda dar este fenómeno, principalmente a la resistencia natural. Atraves de las propiedades bioquímicas que pueden presentar los hospederos.

BIBLIOGRAFIA

APRD. 2011. Arthropod Pesticide Resistance Database. Department of Entomology. Michigan State University. Available at <http://www.pesticideresistance.Org/> (Accessed June 2011).

Arias, B. 1995. Estudio sobre el comportamiento de la mosca blanca *Aleurotrachelus socialis* Bondar (Homoptera: Aleyrodiadae) en diferentes genotipo de yuca, *Manihot esculenta* Crantz, Universidad Nacional de Colombia, sede Palmira, 167 p.

Bailo, I., K. Brügggen, A. Elbert, C. Nagel, R. Nauen, H. Rauen, D. Rogers, B. Springer, and R. Steffens. 2004. Resistance management to neonicotinoids.

Bayer CropScience. 82 p Bi, J. L., Toscano, N. C., and Ballmer, G. R. 2002. Seasonal population dynamics of the greenhouse whitefly *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) on strawberries in Southern California. *J. Econ. Entomol.* 95:1179-1184

Baldwin, I. T.; Halitschke, R.; Kessler, A.; Schittko, U. 2001. Merging molecular and ecological approaches in plant-insect interactions. *Curr. Opin. Plant Biol.* 4: 351-358.

Bellotti, A. C; Vargas, O. 1986. Mosca blanca del cultivo de yuca: Biología y control; Unidad audiotutorial, CIAT, Cali. Pp.; 210-240.

Bravo M., E. y Lopez L., P. 2007. El de agua: un chile típico de los valles de Oaxaca, Principales plagas. *Revista Agroproduce*, fundación Produce Oaxaca, A.C. Oaxaca, Mexico. 36 p.

Bede, J.C. et al. 2006. Caterpillar herbivory and salivary enzymes decrease transcript levels of *Medicago truncatula* genes encoding early enzymes in terpenoid biosynthesis. *Plant Mol. Biol.* 60, 519-531 16 Nyman, T. and Julkunen-Tiitto, R. Manipulation of the phenolic.

Bezemer, T.M., Wagenaar, R., Van Dam, N.M., Wackers, F.L. 2003. Interactions between above- and belowground insect herbivores as mediated by the plant defense system. *Oikos* 101:555-562.

Bi, J.L., N.C. Toscano y G.R. Ballmer. 2002. Greenhouse and field evaluation of six novel insecticides against the greenhouse whitefly *Trialeurodes vaporariorum* on strawberries. *Crop Protection*, 21: 49-55.

Borror, D.J., Triplehorn, C.H. and Johnson, N.F., 1989. An Introduction to the Study of Insects. 6th ed. Saunders college publishing. USA 341 p.

Brattsten L. B., C. V: Holyoke, J. R. Leeper and K. F. Raffa. 1986. Insecticide resistance: Challenge to pest management and basic research. *Science*. 2: 1255-1260.

Bradford MM 1976 A rapid and sensitive method for quantification of microgram quantities of protein utilizing the principles of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*. 72: 248-254.

Brogdon, W. G. and C. M. Dickinson. 1983. A microassay system for measuring esterase activity and protein concentration in small samples and in highpressureliquid chromatography eluate fractions. *Analyt.Biochem*.131: 499-503.

Brogdon WG (1984) Mosquito protein microassay-1, protein determinations from small portions of single-mosquito homogenates.*Comparative Biochemistry and Physiology* 79: 457-459.

Bueno, J., Cardona, C. & Chacón, P., 2005.-Fenología, distribución espacial y desarrollo de métodos de muestreo para *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) en habichuela y frijol. *Revista Colombiana de Entomología*, 31 (2): 34-42.

Byrne, N.D., T.S. Bellows, Jr. and M.P. Parella. 1990 Whiteflies in Agricultural Systems. In *White Flies: Their Bionomics, Pest Status and Management*, ed. D. Gerlin. Pp 227-261. Andover, OK: Intercept. 348 pp.

Campanhola, C. & Bettiol, W., 2003.-Panorama sobre o uso de agrotóxicos no Brasil: 13-51 (in) Campanhola, C. & Bettiol, W. (eds.) *Métodos alternativos de controle fitossanitário*. Embrapa Meio Ambiente, Jaguariúna.

Carapia, R. V. E. 2004. Taxonomía del género *Trialeurodes vaporariorum cockerell* (Homoptera; Aleyrodidae) de México. Tesis de Doctor en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillos, Texcoco, Edo. De México. 83 p.

Cardona, C., Rodríguez, I., Bueno, J. & Tapia, X., 2005.- *Biología y manejo de mosca blanca Trialeurodes vaporariorum en habichuela y frijol*. Instituto Colombiano Agropecuario. Boletín técnico. 50p.

Cerna, E., Y. Ochoa, A. Aguirre, M. Badii, G. Gallegos y J. Landeros (2009) Niveles de resistencia en poblaciones de *Tetranychus urticae* en el cultivo de la fresa. *Revista Colombiana de Entomología* 35: 47-51.

Chapman, R.F. 2003 Contact chemoreception in feeding by phytophagous insects.*Annu. Rev. Entomol*. 48, 455–484.

Connolly J.D y Hill R. A.200. Dictionary of terpenoids. 3 vols. Vol 1: mono-and sesquiterpenoids. Vol. 2 : D i-and higher Terpenoids. Vol.. 3: Indexes.

D Silva L. Omoto C. ErvinoBleicher E. Patrick M dourado.2009.Monitoramento da Suscetibilidade de a Inseticida sem Populações de Bemisia. Neotropical Entomology 38(1):116-125.tabaci (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) no Brasil.

Easterbrook, M.A., Fitzgerald, J.D. & Solomon, M.G., 2001.- Biological control of strawberry tarsonemid mite *Phytonemus spallidus* and two-spotted spider mite *Tetranychus surticae* on strawberry in the UK using species of *Neoseiulus* (*Amblyseius*) (Acari: Phytoseiidae). *Experimental and Applied Acarology*, 25: 25-36.

García-Valente, F. y L.D. Ortega-Arenas. 2008. Capítulo 14. Mosquita blanca, *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae) (pp. 167-176). En: Arredondo-Bernal, H.C. y L.A. Rodríguez del Bosque (Eds.). *Casos de Control Biológico en México*. Mundi Prensa México.

Georghiou, G.P., 1965, Genetic studies on insecticide resistance, *adv. Pest Control Res.*, 6:171.

Falconer, D.S. 1989, *Introduction to quantitative genetics*. Richard Clay Ltd., Bungay Suffolk, Great Britain pp 129-185.

Filgueira, F.A.R., 2000.- *Novo manual de olericultura-agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças*. UFV, Brasil, Viçosa. 402p.

Fogleman, J.C. 2000 Response of *Drosophila melanogaster* to selection for P450-mediated resistance to isoquinoline alkaloids. *Chem. Biol. Interact.* 125, 93–105.

Finney, D. J. 1971. *Probit analysis*. 3rd ed. Cambridge University Press, Cambridge.

Francis, F. et al. 2005. Glutathione S-transferases in the adaptation to plant secondary metabolites in the *Myzus persicae* aphid. *Arch. Insect Biochem. Physiol.* 58, 166–174.

García E. 1987. *Modificaciones al Sistema de Clasificación Cimática de Kóppen*; (para adaptarlo a la República Mexicana). 4ª. Ed. Universidad Nacional Autónoma de México. 217 p.

Glendinning, J.I. 2002. Contribution of different taste cells and signaling pathways to the discrimination of “bitter” taste stimuli by an insect. *J. Neurosci.* 22, 7281–7287.

Godfrey, L.G. & K. J. Fuson. 2001. Environmental and Host Plant Effects on Insecticide Susceptibility of the Cotton Aphid (Homoptera: Aphididae). *The Journal of Cotton Science* 5:22-29.

Gorman, K., G. Devine, J. Bennison, P. Coussons, N. Punchard, and I. Delhom. 2007. Report of resistance to the neonicotinoid insecticide imidacloprid in *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Pest Manag. Sci.* 63:555-558.

Harborne J.B. 1991. Biochemical plant ecology. Plant Biochemistry. Pp. 503-516.

Hemingway, J.; Ranson H. 2005. Biology of disease vectors. Chapter 41. Chemical Control of Vectors and Mechanisms of Resistance. Second Edition. Elsevier Academic Press. 785 p.

Hilje, L. Costa, H.S. and Stanli, P.A. 2001. Cultural Practices For Managing *Bemisia tabaci* an associated viral diseases. Crop. Prot. 20:801-812 pp.

IRAC (Insecticide Resistance Action Committee) 2009. Susceptibility Test Methods Series: Method 5 "Bemiciasp". www.iraconline.org/documents/method5.pdf (fecha de consulta: octubre 08, 2012).

Iason, G.R., O'Reilly-Wapstra, J. M., Brewer, M.J., Summers, R. W., & Moore, B. D. 2011. Do multiple herbivores maintain chemical diversity of Scots pine monoterpenes. *Phil. Trans. Roy. Soc. B* 366: 1337-1345.

Jiménez S., H; Bonifacio F., A. 2008. Control químico contra mosquita blanca (*Trialeurodes vaporariorum* Weswood) en el cultivo de frijol en el valle de Tixtla Guerrero, México. 5 p.

Kaplan, I., Halitschke, R., Kessler, A., Rehill, B.J., Sardanelli, S., Denno, R.F. 2008a. Physiological integration of roots and shoots in plant defense strategies links above- and belowground herbivory. *Ecology Letters* 11:841-851.

Karlsson, M. 2006. Control de mosca blanca (*Aleurotrachelus sociales*) en yuca (*manihotesculenta*). Swedish University of Agricultural Sciences. Colombia. 78 p.

Kristensen, M., M. Knorr, A. G. Spencer, and J. B. Jespersen. 2000. Selection and reversion of azamethiphos-resistance in a field population of the housefly *Musca domestica* (Diptera: Muscidae), and the underlying biochemical mechanisms. *J. Econ. entomol.* 93: 1788-1795.

Langenheim, J. H. 1994. Higher plant terpenoids: A phytochemical overview of their ecological roles. *J. Chem. Ecol.* 20: 1223-1280

Li, X.C., Berenbaum, M.R., Schuler, MA: 2000 Molecular cloning and expression of CYP6B8: a xanthotoxin-inducible cytochrome P450 cDNA from *Helicoverpa zea*. *Insect Biochem Mol. Biol.* 30:75-84.

Linhart, Y. B. 1991. Disease, parasitism and herbivory - Multidimensional challenges in plant evolution. *Trends in Ecology Evolution* 6: 392-396

López Á., A. 2006. Biología y control biológico de las moscas blancas. Programa de investigación en el manejo integrado de plagas –MIP- Corpoica. Centro de Investigación Tibaitatá, Bogota. 13p.

Mao, W. et al. 2006. Remarkable substrate-specificity of CYP6AB3 in *Depressaria pastinacella*, a highly specialized caterpillar. *InsectMol.Biol.* 15, 169–179.

Martinez, C. J. L. 1993, Proyecto de Investigacion Para el Manejo Integrado de mosca blanca *Bemisia tabaci* en el Noreste de Mexico, SARH-INIFAP-CIANO. 65 pp.

Martínez-Fernández E, J. César García-Montalvo, Patricia Martínez-Jaimes, Andrés Alvear- García. 2009. Efecto de algunos productos sobre las ninfas de mosquita blanca (*Trialeurodes vaporariorum* Westwood) en plantas de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Willd. Ex Klotzch). Universidad de Morelos, México.

Miller T.A. Today 1988, Mechanism of resistance to pyrethroid insecticides parasitol; 4: SB-512.

Morales, F.; Cardona, C.; Bueno, J.; Rodriguez, I. 2006. Manejo integrado de enfermedades de plantas causadas por virus transmitidos por moscas blancas. Centro de Agricultura Tropical. Publicación CIAT. ISBN: 958-694-085-3. Colombia. 75 p.

Morales, P. & Cermeli, M., 2001.- Evaluación de la preferencia de la mosca blanca *Bemisia tabaco* (Gennadus) (Hemiptera: Aleyrodidae) en cinco cultivos agrícolas. *Revista Entomotrópica*, 16 (2): 73-78.

Omer, A.D., B. Tabashnik, M. Jonhson, and T.E Leigh. 1993. Realized heritability of resistance to dicorophos in greenhouse Whitefly. *Entomol. Exp. Appl.* 68:211-217.

Ortega A., L.; Fu C., A.; Lourençao, A.; Quevedo F., C.; Garcia V., F.; Arredondo B., H.; Lara R., J.; Djamir V., J.; Avilés G., M.; Nava C., U y Carapia R., V. 2008. Moscas blancas, temas selectos sobre su manejo. Ed. Colegio de Postgraduados. Edo. De Mexico. 112 p.

Palumbo, J.C., horowitz, A.R., Prabhaker, N., 2001. Insecticidal control and resistance management for *Bemisia tabaci*. *CropProt.* 20, 739-765.

Picanço, M.C., Soto, A., Bacci, L., Fidelis, E.G., Silva, G.A. & DE Sena, M.E., 2007.- Controle biológico das principais pragas de hortaliças no Brasil: 505-537 (in) ZAMBOLIM, L. (ed.) *Manejo integrado de doenças e pragas hortaliças*. UFV, Viçosa.

Picherski E., Gershenzon J. (2002). The formation and function of plant volatiles: perfume for pollinator attraction and defense. *Cur Opin Plant Biol.* 5: 237-243 pp.

Polack, L.A (2005) Manejo integrado de moscas blancas. *Boletín Hortícola* N° 31. EEA San Pedro INTA. 7 p.

Rauch, N., and R Nauen. 2003. Identification of biochemical markers linked to neonicotinoid cross resistance in *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyroididae) Arch. Insec Biochem. Physiol. 54:165-176.

Rivas P., G. 1994. Geminivirus: virus transmitido por las moscas blancas. Hoja técnica boletín informativo MIP N° 33. Costa Rica.

Roman, E. 2007. Mosca blanca. Recopilación del fondo del fomento algodónero. Colombia. 11 p.

Sayyed, A. H., J. Ferré, and D. J. Wright. 2000. Mode of inheritance and stability of resistance to *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* in diamondback moth (*Plutella* y *lostella*) populations from Malaysia. Pest Manag. Sci. 56: 743-748.

SIAP 2009. Última visita. <http://www.siap.gob.mx/imagenes/stories/infogramas/100705-Monografia-chile.pdf>.

Strack D. (1997). Phenolic Metabolism. Plant biochemistry, pp. 338-416.

Taiz, L., and Zeiger, E. Plant Physiology. Boston: Sinauer Associates, 2002, p.p 171-175.

Vega A., J. y Rivera B., R. 2001. Los virus: cómplices para descifrar procesos moleculares en las plantas. Avance y perspectiva vol. 20 Departamento de Ingeniería de la Unidad Irapuato del Cinvestav. Irapuato, Gto. México. 7 p.

Venzon, M., Pallini, A., Fadini, M.A.M., Oliveira, H., Miranda, V.S. & DE ANDRADE, A.P.S., 2007.- Controle alternativo de ácaros em hortaliças: 607-625 (in) ZAMBOLIM, L. (ed.) *Manejo integrado de doenças e pragas hortaliças*. UFV, Viçosa.

Xie W., S. Wang, Q. Wu, Y. Feng, H. Pan, X. Jiao, L. Zhou, X. Yang, W. Fu, H. Teng, B. Xu. and Y. Zhang. 2010. Induction effects of host plants on insecticide susceptibility and detoxification enzymes of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) *Pest Management Science*. 67(1):87-93.

Yamamoto, I. y J.E. Casida. 1999. Nicotinoid insecticides and the nicotinic acetylcholine receptor. Springer-Verlag, Tokyo, 300 p.

Yu, S. J., R. E. Berry, and L. C. Terriere. 1979. Host plant stimulation of detoxifying enzymes in a phytophagous insect. *Pestic. Biochem. Physiol.* 12: 280-284.

Zou, Y.Q. y Zheng, B.Z. 1988. The toxicity of some insecticides to greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum* Westw.) and monitoring of resistance. *Acta Phytologica Sinica*, 15:277-281.