

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NAYARIT  
POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICO AGROPECUARIAS



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NAYARIT



SISTEMA DE BIBLIOTECAS

LÍNEAS BASE DE SUSCEPTIBILIDAD A CUATRO INSECTICIDAS EN OCHO  
POBLACIONES DE MOSCAS BLANCAS (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) DE  
NAYARIT



**ANTONIO MACIAS FLORES**

Tesis presentada como requisito parcial para la obtención del grado de  
Maestro en Ciencias en el Área de Ciencias Agrícolas

Xalisco, Nayarit, Enero de 2014.

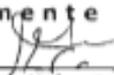
Xalisco, Nayarit; 18 de diciembre de 2013

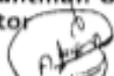
**DR. J. DIEGO GARCIA PAREDES**  
**COORDINADOR DEL POSGRADO (CBAP)**  
**P R E S E N T E**

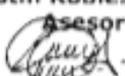
Los suscritos integrantes del Cuerpo Tutorial para asesorar la Tesis titulada "**LÍNEAS BASE DE SUSCEPTIBILIDAD A CUATRO INSECTICIDAS EN OCHO POBLACIONES DE MOSCA BLANCA (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) DE NAYARIT**", que presenta el **C. Antonio Macías Flores**, para obtener el grado de Maestría en Ciencias con Opción terminal en Ciencias Agrícolas, damos nuestra aprobación para que continúe con los trámites correspondientes para la obtención de su grado.

Sin otro asunto que tratar, reciba un cordial saludo.

**A t e n t a m e n t e**

  
\_\_\_\_\_  
**Dr. Candelario Santillán Ortega**  
Director

  
\_\_\_\_\_  
**Dr. Agustín Robles Bermúdez**

**Asesor**  
  
\_\_\_\_\_  
**Dr. Margarito Ortiz Catón**

**Asesor**  
  
\_\_\_\_\_  
**M. en C. Néstor Isiordia Aquino**  
Asesor



CBAP/03/14

Xalisco, Nayarit; 13 de enero de 2014

**Ing. Alfredo González Jáuregui**  
**Director de Administración Escolar**  
**P r e s e n t e.**

Con base al oficio de fecha 18 de diciembre de 2013, enviado por los **CC. Dr. Candelario Santillán Ortega, Dr. Agustín Robles Bermúdez, Dr. Margarito Ortiz Catón y M. en C. Néstor Isiordia Aquino**, donde se nos indica que el trabajo de tesis cumple con lo establecido en forma y contenido, y debido a que ha cumplido con los demás requisitos que pide el Posgrado en Ciencias Biológico Agropecuarias de la Universidad Autónoma de Nayarit, se autoriza al **C. Antonio Macías Flores**, continúe con los trámites necesarios para la presentación del examen de grado de Maestría.

Sin más por el momento, reciba un cordial saludo.

**Atentamente**  
**"Por lo Nuestro a lo Universal"**

**Dr. J. Diego García Paredes**  
**Coordinador del Posgrado**



C.c.p.-Expediente.

&ref.

**CUERPO TUTORIAL**

**DIRECTOR**

**DR. CANDELARIO SANTILLÁN ORTEGA**

**CODIRECTOR**

**DR. AGUSTÍN ROBLES BERMÚDEZ**

**ASESORES**

**DR. MARGARITO ORTIZ CATÓN**

**M.C. NÉSTOR ISIORDIA AQUINO**

## DEDICATORIAS

A mi madre Lupita, por la vida que me dio, por instruirme en el camino de la rectitud con apego a la verdad y esa energía que me ha heredado acompañada de sus palabras de aliento para alcanzar cada una de mis metas propuestas.

A mi esposa Bethy, por compartir su vida y estar a mi lado, quien tiene el valor de enfrentar los retos que la vida le ofrece, además de tomar el papel que me corresponde como padre en mis momentos de ausencia.

A mis hijos Diego y Felipe, por esa felicidad que representan en mi existencia, por ser la fuente de inspiración y sentido a la vida, esperando este logro sea un estímulo para ellos que apenas empiezan en el camino de la formación.

A mis hermanos Loren y su esposo Carlos, Benito y su esposa Anabel, con sus respectivos hijos, por esos momentos buenos y no tan buenos que hemos compartido desde pequeños, los que me hacen sentir que cuento con ellos cuando los necesito.

A mis suegros Lupe y Piedad por estar ahí apoyándome en el cuidado de mi familia en los momentos que se ha requerido y enseñarles los principios de respeto y amor al prójimo.

A mi cuñada Mimy y Beto su esposo, mis cuñados Aldo y Homero y su esposa Angelina con sus respectivas familias quienes saben vivir en armonía familiar por ese apoyo incondicional que me han brindado.

A mis familiares, amigos y compañeros que de una u otra forma han contribuido para ver realizado este anhelo.

A los productores del campo, que pese a las dificultades que enfrentan para producir nuestros alimentos, siempre con la esperanza en cada ciclo agrícola va a ser mejor que el anterior y en muchos de los casos se agota la vida y no llega ese día, pero no desmaya en ese intento que poco se ve reflejado el esfuerzo de su trabajo.

## AGRADECIMIENTOS

A mi Dios, por lo maravilloso de sus obras y a pesar de lo insignificante que soy, gracias a su bondad estoy en este lugar.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el apoyo económico otorgado el cual culmina en la realización de esta tesis.

A la Universidad Autónoma de Nayarit que se convirtió en mi segundo hogar por estos dos años de formación.

Al Dr. Candelario Santillán Ortega, por su amistad, disponibilidad, confianza y ese apoyo brindado para ver reflejado todo el esfuerzo en esta tesis.

Al Dr. Agustín Robles Bermúdez, por esa paciencia que lo caracteriza, la certeza de sus observaciones y esa muestra de amistad que brinda confianza para acercarse a solicitarle un consejo.

Al Dr. Margarito Ortiz Catón, por esa sabiduría que no la sujeta al egoísmo, esos consejos siempre encaminados por la rectitud y esa energía que demuestra que esas canas están presentes solo porque el tiempo ha acelerado su paso sin haber transcurrido aún.

Al M.C. Néstor Isirdia Aquino, por ese gesto de ánimo y confianza que siempre me brindó durante mi estancia por esta Institución.

Al Dr. Jhonathan Cambero Campos, por inspirar esa confianza y camaradería que facilitó la solicitud de apoyo en los momentos que lo necesité.

Al Dr. Vicente Emilio Carapia Rufz, por ese apoyo incondicional y su disponibilidad para enseñar en la instrucción de hacer lo correcto.

A todo el grupo de profesores, asesores, secretarías del posgrado y compañeros a quienes no logro agradecer individualmente, gracias por su colaboración que hizo posible alcanzar esta meta personal.

## RESUMEN

La presencia de altas poblaciones de moscas blancas de las especies *Bemisia tabaci* y *Trialeurodes vaporariorum* en Nayarit, complica la producción de hortalizas y otras especies vegetales, lo que representa un serio problema a los productores, quienes tratan de erradicarlas mediante el uso de insecticidas químicos con resultados fallidos en muchos de los casos. Con base en la necesidad del manejo de resistencia y optimizar los grupos químicos en el control de moscas blancas, se realizó la presente investigación para evaluar el nivel de susceptibilidad o resistencia que presentan tres poblaciones de la especie *T. vaporariorum* y cinco de la especie *B. tabaci* a los insecticidas dimetoato, bifentrina, imidacloprid y pymetrozine. Se realizaron bioensayos mediante impregnación de discos de foliolos de frijol por inmersión en diferentes concentraciones para cada población con cinco repeticiones por cada muestra, se confinaron entre 30 a 50 insectos por caja Petri por un tiempo de 48 y 72h con base en el ingrediente activo empleado. Las tres poblaciones de *T. vaporariorum* resultaron susceptibles a imidacloprid, pymetrozine y bifentrina con una  $CL_{50}$  máxima de 17.9 y 18.4  $mg \cdot L^{-1}$  para población "Xalisco" a los dos primeros insecticidas y 10.9  $mg \cdot L^{-1}$  para población "Tepic-T" a la bifentrina; en cambio, para dimetoato se registraron mayores concentraciones con la  $CL_{50}$  máxima de 2,045.4  $mg \cdot L^{-1}$  en la población "Ixtlán". Las poblaciones de *B. tabaci* resultaron con un mayor nivel de resistencia a los cuatro insecticidas, con variaciones en la concentración de cada compuesto entre las distintas poblaciones, con una  $CL_{50}$  máxima de 281.8  $mg \cdot L^{-1}$  para "Santiago-2" al insecticida imidacloprid y una  $RR_{50}$  de 11.6x, mientras que la menor  $CL_{50}$  la registró "Compostela" con 61.7  $mg \cdot L^{-1}$  para este mismo ingrediente. Al insecticida bifentrina, la  $CL_{50}$  mayor fue para "Santiago-2" con 730.8  $mg \cdot L^{-1}$ , con una  $RR$  de 20.2x y la  $CL_{50}$  menor se registró en "Tepic-B" con 38.1  $mg \cdot L^{-1}$ . Por otro lado, para pymetrozine, la población "Rosamorada" registró la mayor  $CL_{50}$  con 203.9  $mg \cdot L^{-1}$ , mientras que la más baja fue para "Compostela" con 84.4  $mg \cdot L^{-1}$ . Al insecticida dimetoato, la población "Santiago-1" registró una  $CL_{50}$  de 2,628.3  $mg \cdot L^{-1}$ , mientras que la población "Tepic-B" requirió la concentración menor con 334.8  $mg \cdot L^{-1}$ .

## ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIAS .....	iv
AGRADECIMIENTOS .....	v
RESUMEN .....	vi
ÍNDICE GENERAL .....	viii
ÍNDICE DE CUADROS Y FIGURAS .....	ix
ÍNDICE DE SIMBOLOS Y ABREVIACIONES .....	x
I. INTRODUCCIÓN .....	1
II. OBJETIVOS .....	4
2.1 Objetivo general.....	4
2.2 Objetivos específicos.....	4
III. HIPÓTESIS .....	5
IV. REVISIÓN DE LITERATURA.....	6
4.1 Antecedentes.....	6
4.2 Clasificación taxonómica de las moscas blancas.....	7
4.3 Biología de las moscas blancas.....	7
4.4 Distribución.....	11
4.5 Importancia de identificación de las moscas blancas .....	12
4.6 Hospederos.....	13
4.7 Transmisión de virus por moscas blancas .....	13
4.8 Impacto económico.....	15
4.9 Control químico de moscas blancas.....	16
4.10 Sitios de acción de los insecticidas evaluados .....	18
4.11 Resistencia a insecticidas.....	19
4.12 Mecanismos de resistencia.....	21
4.13 Estudios de efectividad de insecticidas.....	22
4.14 Manejo de la resistencia a insecticidas.....	23
V. MATERIALES Y MÉTODOS.....	27

5.1 Lugar del experimento.....	27
5.2 Captura y establecimiento de las poblaciones de moscas blancas.....	27
5.3 Insecticidas.....	30
5.4 Bioensayos.....	30
5.5 Análisis estadístico.....	31
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	32
6.1 Imidacloprid.....	32
6.2 Bifentrina.....	35
6.3 Pymetrozine.....	37
6.4 Dimetoato.....	38
VII. CONCLUSIONES.....	42
LITERATURA CITADA.....	43

## ÍNDICE DE CUADROS Y FIGURAS

### Cuadros

Cuadro 1.	Procedencia de las poblaciones <i>Trialeurodes vaporariorum</i> y <i>Bemisia tabaci</i> capturadas en diferentes municipios del estado de Nayarit, México. ....	28
Cuadro 2.	Respuesta de las poblaciones de <i>Trialeurodes vaporariorum</i> a diferentes insecticidas recolectadas en el estado de Nayarit, México. ....	40
Cuadro 3.	Respuesta de las poblaciones de <i>Bemisia tabaci</i> a diferentes insecticidas recolectadas del estado de Nayarit, México. ....	41

### Figuras

Figura 1.	Sitios de recolección de las poblaciones de moscas blancas, empleadas para la realización de bioensayos procedentes del estado de Nayarit, México. ....	29
-----------	---	----

## ÍNDICE DE SIMBOLOS Y ABREVIACIONES

%: porcentaje.

°C: grados centígrados.

10x: 10 veces. La x significa el número de veces que se incrementa el valor de la línea base de susceptibilidad.

CL<sub>50</sub>: concentración letal media o requerida para eliminar al 50% de los individuos.

CL<sub>95</sub>: concentración letal requerida para eliminar el 95% de los individuos.

h: hora.

HR: humedad relativa.

i.a. : ingrediente activo.

mg L<sup>-1</sup>: miligramos por litro

mL: mililitros.

mm: milímetros.

ppm: partes por millón.

RR<sub>50</sub>: resistencia relativa o proporción de resistencia al 50% (número de veces más resistente que la población susceptible a la CL<sub>50</sub>).

RR<sub>95</sub>: resistencia relativa o proporción de resistencia al 95% (número de veces más resistente que la población susceptible a la CL<sub>95</sub>).

s: segundos.

## I. INTRODUCCIÓN

Las moscas blancas son insectos pequeños pertenecientes al orden Hemiptera y a la familia Aleyrodidae, que miden de 1 a 3 mm de longitud (Triplehorn y Johnson, 2005). Estos artrópodos son fitófagos, con hábitos chupadores, que generalmente se localizan en el envés de las hojas de las plantas hospederas (Ortega, 1992). Tanto larvas (ninfas) como adultos causan daño directo a la planta a través de su alimentación, así como la secreción de mielecilla que propicia el desarrollo de hongos como fumagina (*Capnodium eleoophilum*) que dificulta la fotosíntesis y disminuye el vigor del hospedero; sin embargo, el daño más severo lo producen los adultos como potenciales vectores de virus (Byrne et al., 1990), principalmente los que pertenecen al grupo de los begomovirus, lo que las convierte en una fuerte amenaza para la producción de diversas especies agrícolas (Brown, 2007).

De las aproximadamente 1,500 especies de moscas blancas descritas (Martin, 2005), un número reducido son reconocidas como plagas de importancia económica que causan daños de consideración en los cultivos agrícolas (Hilje y Morales, 2008); dentro de estas, *Bemisia tabaci* (Gennadius) y *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) son las especies más perjudiciales y distribuidas alrededor del mundo, por la devastación que generan en cultivos de hortalizas, ornamentales y otros vegetales a través de su infestación y capacidad para transmitir virus (Morales, 2009), los cuales son el factor principal que restringe la producción agrícola y generan grandes pérdidas económicas, aunado al amplio número de hospederos con los que cuenta (Anderson 2005; Brown, 2007; Bleeker et al., 2009), la habilidad de estos insectos para dispersarse, es favorecida por el movimiento extensivo a través del comercio de plantas y otras partes vegetativas (Ellsworth y Martínez-Carrillo, 2001; Brown, 2007).

La mosca blanca *B. tabaci* es una de las plagas en México que más daño ocasiona en los cultivos de hortalizas (Holguín-Peña et al., 2010), pero también

resultan afectados cultivos de algodón, ornamentales, leguminosas, girasol (Ellsworth y Martínez-Carrillo, 2001) y otros cultivos industriales como tabaco (Ortiz *et al.*, 2010) al provocar la reducción de superficies en las especies vegetales susceptibles a este ataque (Morales *et al.*, 2005); sin embargo, en muchas regiones agrícolas no solo se presenta *B. tabaci*, sino que es frecuente la presencia simultánea o en forma alternada de *T. vaporariorum*, lo cual puede generar confusión en la identificación correcta de la especie (Carapia-Ruiz y Castillo-Gutiérrez, 2013).

En Nayarit, se presentan estas dos especies de moscas blancas en toda la zona agrícola donde se cultivan hortalizas, frijol y tabaco, no obstante, el mayor efecto se tiene durante el ciclo otoño-invierno, donde causan pérdidas para los agricultores y terminan con la fuente de empleo de muchas familias (Ortiz *et al.*, 2010).

La necesidad de alimentar cada día mayor población humana y la de obtener más ganancias de los cultivos, conduce al incremento en el uso indiscriminado de insecticidas (Regev, 2002), principalmente los de amplio espectro como única medida de control a la que se acude por parte de los productores con resultados poco favorables con el empleo excesivo de estos compuestos, en donde el ambiente y los seres humanos resultan ser los más perjudicados (Anderson, 2005; Ortega, 2008a), con la frecuente presencia de altas densidades poblacionales de insectos plaga difíciles de controlar ante la ineficacia de los insecticidas empleados, propiciando el desarrollo de resistencia en estas poblaciones (Dittrich *et al.*, 1990; Regev, 2002), condición que se convierte en una limitante para la producción de estos alimentos, además del incremento en los costos de producción (Lagunes-Tejeda *et al.*, 2009).

Con el fin de dar un uso racional a los insecticidas para controlar moscas blancas es importante una evaluación de la efectividad de los mismos mediante la obtención de líneas base de susceptibilidad (líneas de repuesta log-dosis Probit), las que se pueden definir como la representación gráfica dentro de la ventana biológica

de los intervalos normales de respuesta de las poblaciones de insectos a la acción de las diferentes concentraciones de insecticidas, es decir, a medida que se incrementa la concentración se refleja también la mortalidad hasta obtener la cantidad del compuesto necesaria para lograr la mortalidad total de la población, esto es en ausencia del gen que proporciona la resistencia (Lagunes-Tejeda *et al.*, 2009). Estas líneas base reflejan la eficacia de los insecticidas utilizados para control de la plaga problema y con sustento en los resultados obtenidos buscar opciones de manejo para estas poblaciones en las zonas agrícolas del campo mexicano (Martínez-Carrillo y Brown, 2007).

Por los problemas que *B. tabaci* y *T. vaporariorum* representan en la agricultura, esta investigación consistió en obtener líneas base de susceptibilidad a cuatro insecticidas para conocer el estado actual de eficacia en el que se encuentran por ser de uso frecuente en cultivos de hortalizas, para ocho poblaciones de moscas blancas del estado de Nayarit, México.

## II. OBJETIVOS

### 2.1 Objetivo general

Determinar las líneas base de susceptibilidad y nivel de resistencia a insecticidas en poblaciones de moscas blancas procedentes de cultivos de hortalizas en el estado de Nayarit.

### 2.2 Objetivos específicos

1. Determinar las líneas base de susceptibilidad y nivel de resistencia a los insecticidas dimetoato, bifentrina, imidacloprid y pymetrozine, en tres poblaciones de la especie *Trialeurodes vaporariorum* procedentes de los municipios de Tepic, Xalisco e Ixtlán del Río, Nayarit.
2. Determinar las líneas base de susceptibilidad y nivel de resistencia a los insecticidas dimetoato, bifentrina, imidacloprid y pymetrozine en cinco poblaciones de la especie *Bemisia tabaci*, que proceden de los municipios de Compostela, Rosamorada, Tepic y Santiago Ixcuintla.

### III. HIPÓTESIS

1. Para la especie *Trialeurodes vaporariorum* que procede de Tepic, Xalisco e Ixtlán del Rlo, al menos una de las tres poblaciones es susceptible a alguno de los insecticidas: dimetoato, bifentrina, imidacloprid y pymetrozine.

2. Para la especie *Bemisia tabaci* que procede de Compostela, Rosamorada, Tepic y Santiago Ixcuintla, al menos una de las cinco poblaciones es susceptible a alguno de los insecticidas: dimetoato, bifentrina, imidacloprid y pymetrozine.

## IV. REVISIÓN DE LITERATURA

### 4.1 Antecedentes.

La especie *B. tabaci* fue descrita por primera vez en Grecia como plaga en cultivo de tabaco por Gennadius en 1889 (Brown, 2007), posteriormente en 1897 apareció en el continente Americano identificada en planta de camote en Estados Unidos de América; desde entonces permaneció por muchos años como plaga sin importancia económica; actualmente se reporta en países de todos los continentes distribuida mediante la intervención del hombre a través del mercadeo de plantas y otros componentes vegetales (Oliveira *et al.*, 2001); sus daños son tan fuertes en donde se presenta que es considerada como una de las plagas más destructivas en el mundo de la producción agrícola, a su vez caracterizada por su alto grado de polifagia predominantemente sobre plantas herbáceas (Brown, 2007) y fácilmente adaptable a cambios ambientales (Gerling, 1990). Se desconoce el origen y el momento de la introducción de las primeras poblaciones de *B. tabaci* a América Latina (Morales, 2009), aunque esta plaga probablemente tiene su origen en el continente Africano (Oliveira *et al.*, 2001), de donde posiblemente fue transportada mediante el comercio durante la época colonial, con reportes que sostienen que el algodón fue el primer cultivo afectado por estos insectos (Morales, 2009).

Por otro lado, *T. vaporariorum*, se considera que surgió de América, específicamente del suroeste de Estados Unidos y el Noroeste de México, pues la mayor parte de las especies descritas de este género se localizaron en este continente (Carapia y Castillo, 2012); sin embargo, actualmente, se encuentra distribuida en gran parte del mundo, con características propias que le permiten sobrevivir en las regiones frías en virtud de su capacidad para defenderse del invierno en lugares protegidos con condiciones controladas como es en los invernaderos; no obstante, en las regiones con inviernos ligeros permanece al aire libre durante todo el año (Capinera, 2008a); además de ser una especie altamente polífaga (Brown, 2007).

*B. fabaci*, dejó en México un registro sobre todo en los estados de Sonora y Baja California con fuertes pérdidas sobre cultivos hortícolas, algodón y girasol, entre otros, al extremo de considerarse como la plaga que más daño causó a la agricultura en la década de los noventa en estas regiones agrícolas; además dejó de manifiesto que no cuenta con barreras territoriales puesto que simultáneamente devastó cultivos establecidos en los estados de Arizona y California de Estados Unidos de América (Ellsworth y Martínez-Carrillo, 2001), lo cual indica de su alta capacidad invasiva sobre grandes extensiones de terreno.

#### 4.2 Clasificación taxonómica de las moscas blancas.

El orden Hemiptera es un grupo diverso de insectos que varían considerablemente desde su forma de cuerpo, alas, antenas y hábitos alimenticios, pero la característica principal que agrupa a los miembros de este orden es que poseen aparato bucal de tipo perforador – succionador, mismo que emplean para absorber la savia de las plantas cuando estos son fitófagos. Este orden se divide en tres subórdenes: Heteroptera, Auchenorrhyncha y Sternorrhyncha; en éste último se encuentra la familia Aleyrodidae. Una notable característica considerada para separar los subórdenes, es la posición del aparato bucal, de tal forma que en los integrantes del suborden Sternorrhyncha, éste surge de entre las coxas frontales del insecto (Triplehorn y Johnson, 2005). De esta forma es que las moscas blancas son clasificadas en orden Hemiptera y a la familia Aleyrodidae, las que comparten escenarios con algunos de sus parientes más cercanos como son los áfidos, psílidos y escamas, los cuales poseen aparato bucal en condiciones similares (Gill, 1990).

#### 4.3 Biología de las moscas blancas.

El ciclo de vida de las moscas blancas se desarrolla en seis etapas; inicia por huevo, cuatro estadios ninfales o larvales; el primero es activo, del segundo al cuarto son estadios sésiles, en donde a este último también se le llama pupa por la transformación que sufre pero aún se alimenta en parte de esta etapa, y finalmente

el adulto (Gill, 1990). Su periodo de vida puede variar con base en las condiciones en que se desarrolle su ciclo, con influencia de la temperatura, humedad relativa, así como las características y condiciones del hospedero; este ciclo puede completarse en un tiempo aproximado de 20 a 30 días para *B. tabaci* a una temperatura entre 25 y 32°C (Capinera, 2008b); no obstante, a temperaturas con un máximo de 30°C, se destaca mejor, en donde su ciclo se reduce hasta un periodo menor a 20 días, a diferencia de las temperaturas bajas que lo incrementan (Ortega, 2008a) y de 25 a 30 días para *T. vaporariorum* en condiciones de temperatura de 21°C y puede reducirse de 22 a 25 días a una temperatura aproximada de 24°C con humedad relativa de 75 a 80% (Capinera, 2008a). Estas condiciones les permiten lograr periodos generacionales relativamente cortos, aunado al alto poder reproductivo, lo que puede explicar las altas densidades poblacionales alcanzadas desde la primera generación (Manzano-Martínez *et al.*, 2009), que en las mejores condiciones logra hasta 15 generaciones en un año (Capinera, 2008b).

La hembra deposita la mayor parte de sus huevecillos en el envés de las hojas jóvenes de la planta hospedera, anclados mediante un tallo o pedicelo, (Gill, 1990), mismos que son colocados por algunas especies en grupos de líneas con forma circular o semicircular, mientras que otras los dispersan en las hojas de las plantas hospederas (Hodges y Evans, 2005) con un número en torno a los 200 huevecillos depositados por cada hembra, particularmente en la especie *B. tabaci*, con algunas variaciones de acuerdo a las condiciones ambientales y la planta hospedera (Manzano-Martínez *et al.*, 2009); estos presentan una forma oval – alargada; al principio, para *B. tabaci* de color blanco, posteriormente se torna de color marrón dorado semejante al café poco antes de eclosionar con una dimensión aproximada de 0.12 mm de ancho y 0.20 mm de longitud mientras que para *T. vaporariorum* presentan un color inicial verde claro y cambia a un color café oscuro, con el ápice doblado cuando se encuentra en estado cercano a eclosionar, y con una dimensión aproximada de 0.10 mm de ancho y de 0.20 a 0.25 mm de largo (Carapia y Castillo, 2013).

El primer estadio ninfal o larval (con uso de estos dos términos indistintamente para referirse a los estados inmaduros) surge una vez que termina el desarrollo del huevo; (Gill, 1990), éste se presenta pequeño, de color transparente o verde claro; no obstante, cuenta con patas y antenas bien desarrolladas (Hodges y Evans, 2005), lo que le permite desplazarse pequeñas distancias dentro de la misma hoja, incluso dentro de la misma planta, pero pocas ocasiones permanece en el mismo sitio donde fue anclado el huevo del cual emergió, y a su vez cuenta con altas posibilidades de sobrevivencia (Gill, 1990; Naranjo, 2007) para establecerse en el lugar definitivo donde de inmediato inicia con la alimentación y continuar con su transformación; aquí empieza a producir pequeñas cantidades de cera, ya no se moverá hasta convertirse en adulto, pues se atrofian sus patas; este estado del insecto puede ser transparente a opaco, que toma el color del hospedero con rangos que van del verde transparente a amarillo, así mismo colores que van del café claro a café oscuro y negro (Gill, 1990).

En el primer estadio, las moscas blancas, además de que presentan dimensiones en tamaño un tanto similares (0.15 mm de ancho y 0.25-0.30 mm de largo para *B. tabaci*, con 0.15 mm y 0.24-0.27 mm para *T. vaporariorum*) (Carapia y Castillo, 2013), es difícil distinguir entre ambas especies en vivo en esta etapa, pues son similares entre sí en forma y color con apariencia de escamas (Hill, 1969); sin embargo, cuando se realizan montajes de especímenes en portaobjetos se pueden observar algunas diferencias, así por ejemplo, *B. tabaci* presenta un conjunto de 16 pares de sedas o setas marginales; en contraste, en *T. vaporariorum* se localizan 17 pares de estas; asimismo, cuentan con marcadas diferencias también en el aparato excretor entre otras identificables (Carapia y Castillo, 2013).

A partir del segundo instar, las larvas permanecerán inmóviles ancladas al sitio en donde se fijaron en el estado anterior hasta llegar al cuarto estadio (Gill, 1990). En este segundo estadio ambas especies ya no presentan las setas marginales, las diferencias entre ambas son más pronunciadas, pues *T. vaporariorum* presenta granulaciones de manera uniforme en la zona marginal a diferencia de *B. tabaci* que

las presenta de forma irregular (Hill, 1969), la forma de cuerpo elíptico en *T. vaporariorum*, mientras que *B. tabaci* lo presenta en forma ovoide y agudo posteriormente, además, la parte apical de la llingula para *T. vaporariorum* es ancha con dos lóbulos laterales, mientras que para *B. tabaci* es aguda posteriormente y sin presencia de lóbulos (Carapia y Castillo, 2013).

En el tercer instar, las larvas se pueden diferenciar del estadio anterior principalmente por el tamaño que continua creciendo a medida que avanza su desarrollo, pero las diferencias entre ambas especies también avanzan, pues la llingula en *T. vaporariorum* ya presenta dos pares de lóbulos, mientras que en *B. tabaci* se mantiene en forma aguda sin lóbulos laterales (Carapia y Castillo, 2013), pliegues torácico traqueal no indicados ventralmente en *T. vaporariorum*, a diferencia de *B. tabaci* que si los presenta por una cutícula punteada, además de que las granulaciones marginales se diferencian de la misma forma que en los estadios anteriores (Hill, 1969).

En el cuarto estadio, también llamado pupa los especímenes en vivo de *T. vaporariorum* presentan la superficie dorsal elevada por una palizada de cera de la superficie ventral con filamentos de cera sobre el mismo dorso, los que se pierden al hacer preparaciones para montajes, mientras que en los especímenes de *B. tabaci* no aparecen estas estructuras; el surco caudal y pliegues traqueales continúan sin aparecer en *T. vaporariorum*, a diferencia de *B. tabaci* que si los presenta claramente marcados (Carapia y Castillo, 2013). En esta etapa aún prevalecen diferencias que se presentaron desde los primeros estadios como las granulaciones que se describen en ambas especies y la forma de cuerpo en cada una éstas (Hill, 1969). El insecto empieza a desarrollar los ojos compuestos del adulto mostrándose en dos puntos rojos; toma el color del hospedero si la capa cerosa que produce es transparente, o bien se torna del color de esta capa cuando es blanca (Gill, 1990). Asimismo en esta etapa es cuando se desarrollan internamente las alas, las cuales se presentan en ambos sexos (Triplehorn y Johnson, 2005).



La pupa presenta un tamaño más grande que los estadios anteriores con una dimensión de 0.51 mm de ancho y 0.78-0.80 mm de largo para *T. vaporariorum* y de 0.62 mm por 0.75-0.85 mm para *B. tabaci* (Carapia y Castillo, 2013). Al final de esta etapa es cuando surge el adulto, el cual deja una evidencia clara de su emergencia en el dorso de la estructura de la pupa con una incisión en forma de "T" invertida (Hodges y Evans, 2005).

Sobre el adulto también se presentan diferencias claramente marcadas para separar al menos las especies *B. tabaci* y *T. vaporariorum* (Hill, 1969; Carapia y Castillo, 2013).

Los adultos de moscas blancas son insectos destacadamente activos, los que inician la ovoposición de dos a cinco días posteriores a su emergencia (Capinera, 2008b).

#### 4.4 Distribución.

Su distribución geográfica se encuentra localizada principalmente entre los paralelos a 30° de latitud a ambos lados del ecuador alrededor del mundo, de ahí surge el juicio por la que se documenta que es una plaga de los trópicos y subtropicos con presencia en lugares hasta 45° de latitud hacia el norte, lo cual se puede interpretar que avanza en su conquista mundial (Byrne *et al.*, 1990); no obstante, se observa que esta especie tiene la capacidad de adaptarse a condiciones más templadas, lo que le permite extender su dominio e incrementar el rango de hospederos (Jones, 2003).

El complejo de moscas *B. tabaci* se extiende geográficamente por todos los continentes donde se cultivan hortalizas y otras especies vegetales; a pesar de las medidas tomadas por algunos países para evitar su diseminación, logra salir de su

hábitat nativo a través del mercadeo internacional de plantas para desarrollarse en lugares y hospedero diferentes (Brown, 2007).

Estos insectos son un riesgo potencial al ocurrir en un área o país donde no se cuenta con su presencia y por la actividad comercial globalizada de plantas y partes vegetales a la que México no puede estar aislado, existe la posibilidad de introducir otras especies de importancia cuarentenaria (Carapia-Ruiz, 2008).

#### 4.5 Importancia de identificación de las moscas blancas

Mediante una correcta y oportuna identificación de la especie plaga se pueden tomar las medidas apropiadas para su control, bien sea a través de insecticidas o mediante otros mecanismos, pues al interrumpir su acción se evitan deterioros oportunamente y sus consecuentes efectos como la transmisión de enfermedades; para el caso de moscas blancas, la forma segura de identificación es basada principalmente sobre las características del cuarto estadio conocido como pupa (Hodges y Evans, 2005); no obstante, se puede realizar la identificación en otros estadios del insecto cuando de *B. tabaci* y *T. vaporariorum* se trata (Carapia-Ruiz y Castillo-Gutiérrez, 2013).

Entre las características distintivas utilizadas para separar los diferentes biotipos en *B. tabaci* se encuentran el grado de especialización para adaptarse a sus hospederos, fecundidad que va con una descendencia desde menos de 50 individuos hasta números superiores a 300 descendientes por una hembra en su tiempo de vida, grado de dispersión a través del vuelo, tendencia a desarrollar resistencia a diferentes compuestos tóxicos y capacidad de transmisión de virus al hospedero; consideradas todas estas entre las particularidades más sobresalientes en esta especie (Brown, 2007; Oliveira *et al.*, 2001).

#### 4.6 Hospederos.

Las moscas blancas interactúan con una inmensa variedad de hospederos alrededor del mundo, lo que las convierte en una plaga difícil de erradicar; por su parte *B. tabaci* se registra en más de 600 especies de plantas como hospederos, sin embargo, aún no se conoce el número total de estos, pues muchas especies de plantas no se encuentran documentadas formalmente (Oliveira *et al.*, 2001), mientras que para *T. vaporariorum* se tiene registro que cuenta con más de 300 especies de plantas (Capinera, 2008b).

En un medio propicio en el que al insecto se le otorgan las condiciones para su permanencia como es el caso de establecimiento de cultivos hospederos alternados en la misma zona durante todo el año, además en un ambiente combinado con áreas cubiertas con plantas silvestres que le sirven como refugio y un clima cálido la mayor parte del tiempo, con estos medios la plaga no necesita desplazarse a lugares distantes para sobrevivir y multiplicarse con altas densidades poblacionales cuando las condiciones le son propicias, solo alterna de hospederos conforme se establecen los cultivos y su consecuente traslado de enfermedades de una planta a otra (Byrne *et al.*, 1990; Dennehy *et al.*, 2010).

#### 4.7 Transmisión de virus por moscas blancas

Un efecto altamente perjudicial que producen las moscas blancas mediante su alimentación directa de las plantas es la transmisión de virus, de los cuales, gran parte de estos son de importancia económica (Byrne *et al.*, 1990), con un registro formalizado de 114 especies, en donde 111 de estos, son adjudicados a *B. tabaci* y tres especies que se le atribuyen a *T. vaporariorum*; con una proporción del 90% pertenecientes al género de los begomovirus, el 6% al género de los crinivirus, mientras que el 4% restante se distribuye entre los carlavirus, closterovirus e ipomovirus (Jones, 2003).

Los begomovirus se extienden como patógenos virales durante los últimos 30 años en diversos cultivos por todos los continentes, como resultado del ataque causado principalmente por el complejo de *B. tabaci* (Brown, 2007). Lo anterior deja la evidente manifestación por qué *B. tabaci* es una de las plagas con mayor importancia en las zonas agrícolas alrededor del mundo (Denholm, *et al.*, 1998; Hijje y Morales, 2008).

La intensidad y dispersión de los virus depende de factores como el estado fenológico del hospedero al momento de la infección, tolerancia o susceptibilidad de la planta, del grado de polifagia de la plaga, fecundidad, ataque de enemigos naturales y resistencia a insecticidas entre otros; además, sistemas de monocultivo todo el año provee al insecto la abundancia de alimento y por un periodo más largo de tiempo que le permite el desarrollo de grandes poblaciones y ampliar la oportunidad de adaptarse a las plantas cultivadas con la selección de nuevos y emergentes tipos de virus (Brown, 2007).

Después de que el insecto establece contacto con el hospedero, introduce su estilete y prueba la savia de la planta, posterior a esto, evalúa su permanencia o su traslado en busca de otro hospedero, de tal forma que mediante este proceso se realiza la diseminación de virus una vez que lo adquirió de una planta enferma (Bleeker *et al.*, 2009). Por su parte, Horowitz *et al.* (2007) sostienen que una vez que el insecto se contaminó con el virus del tomate le son suficientes 4 h de alimentación en una planta sana para transmitirle el patógeno.

En México, se cuenta con casos documentados con problemas de virus, como es para tomate en Baja California transmitido por *B. tabaci* (Holguín-Peña *et al.*, 2010), el cual, es uno de los cultivos más afectados por diferentes tipos de virus transmitidos por moscas blancas (Morales, 2011); de igual manera, se identificaron virus en cultivo de chile en los estados de Guanajuato, Jalisco y San Luis Potosí (Garzón-Tiznado *et al.*, 2002).

#### 4.8 Impacto económico.

Los estados inmaduros de las moscas blancas, al igual que los adultos perforan el tejido foliar con su aparato bucal para alimentarse de la planta hospedera (Triplehorn y Johnson, 2005; Capinera, 2008b) en donde los problemas inician desde la llegada de los primeros individuos, los cuales se agravan conforme se incrementa la población para afectar el cultivo de diferentes formas durante su desarrollo, bien sea mediante debilitamiento de la planta a través de la succión de la savia, generación de condiciones para el desarrollo de hongos como fumagina, la cual afecta el proceso de la fotosíntesis por el cubrimiento que realiza sobre el follaje de la planta, además del deterioro en la presentación del producto en el mercado, pero su importancia se magnifica por su alta capacidad para transmitir diferentes tipos de virus, los cuales son los verdaderos responsables de las grandes pérdidas ocasionadas en los cultivos (Byrne *et al.*, 1990).

El aumento de extensas áreas con una sola especie vegetal y el establecimiento de cultivos durante todo el año de tal forma que no permite la eliminación de hospederos, aunado al establecimiento de variedades con uniformidad genética son algunos factores que facilitan la invasión de grandes cantidades de moscas blancas y por consiguiente la presencia de enfermedades en gran escala causadas por virus que pueden llevar la inversión al fracaso (Brown, 2007).

Las moscas blancas, son una plaga difícil de controlar, lo mismo en cultivos a campo abierto que en condiciones de invernadero y su presencia ocasiona la necesidad de realizar aplicaciones frecuentes de insecticidas (Ortega, 1992); no obstante, las infestaciones, así como la magnitud del daño de estos insectos varían de acuerdo a la estación del año, la zona geográfica y las especies vegetales, de tal forma que algunas especies de plantas pueden resultar severamente dañadas en una zona mientras que a esas mismas especies no les sucede lo mismo en otras áreas geográficas (Oliveira *et al.*, 2001).



En diversas regiones de la República Mexicana, estos insectos causan severos perjuicios, con fuertes pérdidas económicas para los agricultores (Ellsworth y Martínez-Carrillo, 2001; Morales *et al.*, 2005; Ortiz *et al.*, 2010), pues se destinan cantidades de dinero en la adquisición de insecticidas en su intento de controlarlas, con el inevitable incremento en los costos de producción, aunado a la disminución en la calidad y cantidad del producto cuando este se logra, reflejándose finalmente en ausencia de ganancias y frecuentemente en pérdidas económicas, lo que conduce al abandono del cultivo en una determinada zona o región (Ellsworth y Martínez-Carrillo, 2001), con el consecuente problema de escases de fuentes de empleo que afecta la economía regional, debido a la gran cantidad de mano de obra que se emplea en la producción de hortalizas como sucedió en el estado de Veracruz, que llegó a ser una de las principales entidades productoras de tomate antes de los años noventa, cultivo que sustentaba la economía de las familias del campo en esta entidad; sin embargo, para mediados de esta década, prácticamente el cultivo llegó a desaparecer derivado de las altas densidades poblacionales de moscas blancas (Domínguez-Torres *et al.*, 2002).

#### 4.9 Control químico de moscas blancas.

Cuando una población de insectos alcanza un nivel de daño económico en un sistema de cultivo, se debe ejercer una medida de control (Hajek, 2004); por consiguiente, cuando esta medida adoptada es mediante el uso de compuestos químicos, es necesario considerar que un insecticida logra tener un verdadero éxito cuando es efectivo contra la plaga a la que va dirigido y demuestra ser seguro para otros organismos que se encuentran en la zona donde se aplicó para manejo del problema (Homam *et al.*, 2009); de ahí la importancia de evaluar primeramente el impacto que éste generará, para lograr que sean mayores los beneficios que los perjuicios por causas del control (Lagunes-Tejeda *et al.*, 2009). Estos aspectos posiblemente no se podían considerar cuando inició la guerra con las primeras sustancias químicas en contra de moscas blancas, pues entonces destacó el empleo de insecticidas de amplio espectro; no obstante, en la actualidad dentro del control

químico se tienen al alcance diferentes opciones que pueden conducir a un mejor manejo de estas poblaciones a través de compuestos más selectivos y más seguros al mismo tiempo de armonizar con el ambiente (Prabhaker y Toscano, 2008), pero, en diversas regiones agrícolas se carece del conocimiento técnico para ordenar los grupos químicos, lo que ocasiona que el problema continúe con el uso desmedido de los insecticidas, incluso los insecticidas de amplio espectro que actualmente no proporcionan resultados satisfactorios, particularmente cuando la ofensiva es en contra de moscas blancas (Hajek, 2004; Ortega, 2008b), que además de producir alimentos contaminados y generar un incremento en los costos de producción (Anderson, 2005), se afecta al ambiente y a la salud humana (Whalon *et al.*, 2008), asociado a que cada vez se reduce el número de insecticidas que conservan su efectividad, en contraste con la dificultad que representa el incorporar compuestos nuevos al mercado (Hajek, 2004).

Por el uso excesivo que se hace de los insecticidas convencionales para tratar de erradicar la presencia de insectos en un cultivo es como las moscas blancas se convirtieron en un grupo difícil de controlar (Ortega, 1992; 2008b). De ahí la importancia de identificar y ordenar los diferentes grupos químicos, manejo de moléculas que no se reporta resistencia, asimismo realizar aplicaciones de insecticidas con diferentes y novedosos modos de acción, sin exceder su empleo y efectividad para evitar las experiencias desagradables que se registran en los compuestos con resistencia documentada (Whalon *et al.*, 2008).

Dentro de los diferentes grupos químicos de insecticidas, los organofosforados son agroquímicos con mayor uso mundial en los sistemas de producción agrícola (Buratti, *et al.*, 2007); por consiguiente se encuentran entre los principales insecticidas que se iniciaron en el control de moscas blancas (Ortega, 1992), y continúan vigentes al igual que los organoclorados, carbamatos y piretroides, mismos que se caracterizan por ser insecticidas generalistas (Denholm *et al.*, 1998; Lagunes-Tejeda *et al.*, 2009). Por otro lado, los insecticidas con novedosos modos de acción que resultan efectivos como son los del grupo de los neonicotinoides, derivados de

los ácidos tetrónicos y reguladores de crecimiento, los cuales son más amigables con el medio ambiente y específicos a la plaga, se convirtieron en una herramienta útil para control de insectos con hábitos chupadores, especialmente moscas blancas, los que continúan en amplio uso principalmente en cultivos hortícolas (Palumbo, *et al.*, 2001; Nauen y Denholm, 2005; Prabhaker y Toscano, 2008) al igual que los insecticidas que paralizan el sistema alimentario de los hemipteros como es el pymetrozine (IRAC, 2012b).

#### 4.10 Sitios de acción de los insecticidas evaluados

Imidacloprid tiene un papel preponderante para control de *B. tabaci* en cultivo de diversos vegetales, principalmente en hortalizas alrededor del mundo, ubicándose en unos de los productos más prometedores (Ellsworth y Martínez-Carrillo, 2001; Nauen y Denholm, 2005). Estos compuestos, por lo general, son de tipo sistémico en las plantas, mismos que actúan como neurotoxinas que afectan los receptores nicotínicos de la acetilcolina en el sistema nervioso central y periférico del insecto (Horowitz, *et al.*, 2007) una vez que son ingeridos a través de la succión de la savia o bien mediante la acción por contacto (Nauen y Denholm, 2005).

Pymetrozine es un compuesto novedoso y específico que afecta el sistema de alimentación de algunos insectos pertenecientes al orden Hemiptera como son las moscas blancas (Horowitz, *et al.*, 2007), aunque se desconoce cómo es que actúa específicamente este compuesto (IRAC, 2012b) pero presenta resultados efectivos en contra de estas plagas además de coadyuvar en la reducción de la incidencia de enfermedades causadas por virus (Polston y sherwood, 2003).

En los insecticidas organofosforados como el dimetoato, su sitio de acción es la acetilcolinesterasa en la sinapsis nerviosa del insecto (Brogdon y McAllister, 1998), mismos que inhiben la acción de esta enzima, lo que causa un descontrol en el sistema nervioso del organismo (IRAC, 2012b).

Los piretroides actúan sobre los canales de sodio en la envoltura del axón de la neurona (Brogdon y McAllister, 1998), los cuales están involucrados en la propagación potencial del nervio, que mediante la acción del ingrediente activo estos se mantienen abiertos, lo que causa una alta excitación del sistema nervioso y en algunos casos ocurre un bloqueo del nervio (IRAC, 2012b).

#### 4.11 Resistencia a insecticidas.

La Organización Mundial de la Salud (WHO, 1957), define la resistencia como "la habilidad de una población de insectos para tolerar dosis de tóxico el cual puede ser letal para la mayoría de los individuos de una población normal de la misma especie".

Otra definición más reciente nos la proporciona la IRAC (2012a), en donde manifiesta que, "son los cambios heredables a la sensibilidad de una población plaga que se refleja en fallos repetidos de un insecticida para disminuir los niveles de la población cuando se emplea a la dosis recomendada en la etiqueta del producto para la especie que se desea controlar".

Con base en las definiciones anteriores, la resistencia a insecticidas es uno de los problemas más fuertes que enfrenta la producción agrícola, con evidencias reportadas que desde 1914 hasta 2007 se documentaron 7,747 casos de resistencia a 331 compuestos en artrópodos alrededor del mundo, con un número de 553 especies resistentes, de los cuales 4,875 surgieron en el uso agrícola en 306 especies, en donde los registros revelan que los primeros resultados se empezaron a documentar con más frecuencia a partir de 1950; además, dentro de las 20 especies más resistentes se encuentran las moscas blancas en el lugar número cinco, con resistencia documentada a 39 compuestos químicos, con el primer caso reportado en 1981 (Whalon *et al.*, 2008).

Se demuestra, a través de diversos estudios, que mediante aplicaciones constantes de insecticidas con un mismo ingrediente activo en contra de una plaga es completamente seguro la inducción al desarrollo acelerado de resistencia (Whalon *et al.*, 2008); no obstante, la resistencia no evoluciona en la misma proporción en todas las especies, y varía también de acuerdo al producto empleado para el control (Georghiou, 1994).

En un ambiente agrícola puede encontrarse individuos de algunas especies plaga altamente resistentes a una serie de insecticidas; sin embargo, cuando esta población se mantiene a niveles tolerables, puede no tener importancia económica; en cambio, cuando se trata de aleiródidos, por el alto potencial con el que cuentan para diseminar enfermedades, los problemas se acentúan, puesto que no se requieren altas densidades en las poblaciones para que puedan causar grandes pérdidas en cultivos susceptibles a éste ataque (Denholm *et al.*, 1998; Rodríguez-Maciél y Silva Aguayo, 2003) y por la capacidad que tienen para desarrollar resistencia ocasiona que se realicen repetidas aplicaciones de insecticidas para sacarlas del escenario, en donde se logra con esto un efecto negativo de eliminar más rápidamente los agentes de control biológico que pudieran estar presentes (Dittrich *et al.*, 1990); tal es el caso de *B. tabaci* que alrededor del mundo desarrolla un alto grado de resistencia a diferentes grupos de insecticidas como son los organofosforados, piretroides, carbamatos (Denholm *et al.*, 1998; Elbert y Nauen, 2000), así como a los neonicotinoides, y reguladores de crecimiento entre otros; además, con resistencia cruzada en muchos de los casos, como sucede en algunos compuestos del grupo de los neonicotinoides (Elbert y Nauen, 2000); con situaciones graves que en algunas regiones el control químico ya no es efectivo aún con aplicaciones frecuentes de insecticidas (Horowitz, *et al.*, 2007).

Desafortunadamente, el uso excesivo de imidacloprid en algunos sistemas de producción genera poblaciones en *B. tabaci* con una susceptibilidad notablemente reducida (Palumbo, *et al.*, 2001; Nauen y Denholm, 2005); pero más alarmante por la

propensión que tienen los neonicotinoides a generar resistencia cruzada entre compuestos de este mismo grupo (Nauen y Denholm, 2005).

Se tiene la preocupación que el compuesto pymetrozine puede presentar resistencia cruzada con el grupo de los neonicotinoides, ya que se exhibe una relación frecuente de resistencia entre estos compuestos, pese a que poseen distintos modos de acción (Qiong, *et al.*, 2012).

Se demostró que los piretroides presentan resistencia cruzada con el DDT puesto que actúan en el mismo sitio de acción y comparten las mismas enzimas oxidasas que se encargan de desactivar la molécula del ingrediente activo (Brogdon y McAllister, 1998).

Además se reporta acción de resistencia múltiple, que se identifica por la presencia de dos o más mecanismos de resistencia en el mismo insecto, lo cual le proporciona la habilidad de tolerar diferentes grupos de insecticidas (Brogdon y McAllister, 1998).

#### 4.12 Mecanismos de resistencia.

Cuando la molécula del insecticida llega a la epidermis del insecto, generalmente logra penetrar a través del integumento del mismo para alcanzar el sitio de acción, en donde se adhiere hasta lograr concentraciones suficientes para causarle la muerte (Georghiou, 1994), pero durante este proceso el insecto puede desarrollar mecanismos de resistencia que generalmente pueden realizarse mediante la habilidad de detoxificación de insecticidas o bien una modificación en el sitio de acción con insensibilidad al tóxico, misma que puede ser acompañada por la reducción en la penetración del insecticida (Nauen y Denholm, 2005). En estos mecanismos se identifican la resistencia metabólica y resistencia no metabólica: en la primera que se considera la más importante, intervienen una serie de enzimas como esterasas, monooxigenasas y glutation-S-transferasas (GSTs), mismas que se

encargan de capturar la molécula del ingrediente activo para metabolizarla en compuestos no dañinos y no permitirle ejercer su acción; en cambio en la resistencia no metabólica, el organismo del insecto puede tener la capacidad de reducir la penetración del insecticida debido a una baja permeabilidad en el integumento del mismo, de tal forma que la cantidad del tóxico que logra penetrar puede ser tan baja que un sistema enzimático normal podrá degradarlo (Georghiou, 1994).

Los mecanismos de resistencia que intervienen en la detoxificación de los insecticidas organofosforados se realiza por los tres tipos de enzimas antes mencionados (Horowitz *et al.*, 2007), en cambio para los piretroides intervienen solo esterasas y monooxigenasas (Georghiou, 1994). Para imidacloprid se demostró que la principal ruta de detoxificación se realiza a través de la degradación oxidativa, la cual consigue que el metabolito generado no logre adherirse adecuadamente a los receptores nicotínicos de la acetilcolina del organismo de las moscas blancas (Nauen y Denholm, 2005). De igual forma en éste mecanismo de resistencia metabólica, el organismo del insecto puede desarrollar una insensibilidad en el sitio de acción, lo cual ocurre porque el insecticida no logra alcanzar el espacio donde realizará su efecto dañino, debido a la alteración de los aminoácidos responsables de la sujeción del tóxico y como resultado el insecticida pierde su efectividad (Brogdon y McAllister, 1998).

#### 4.13 Estudios de efectividad de insecticidas.

Las poblaciones de insectos responden a la acción de un tóxico de acuerdo a las concentraciones a las cuales se someten, es decir, bajas cantidades ejercen baja mortalidad, de manera que al incrementar la concentración se incrementa también la mortalidad hasta llegar a la eliminación total de la población en estudio; al graficar la respuesta obtenida mediante el empleo de estas diferentes concentraciones se obtiene una recta, la cual se ajusta a una línea de respuesta conocida como línea log dosis probit o línea base de susceptibilidad (Lagunes-Tejeda *et al.*, 2009).

Estas líneas base se obtienen en laboratorio en condiciones controladas mediante ensayos biológicos o bioensayos (Lagunes-Tejeda *et al.*, 2009). Por su parte, Rodríguez- Maciel *et al.*, (2009) señalan que el bioensayo es una metodología para la búsqueda de moléculas nuevas con propiedades insecticidas, así como para la detección y evaluación sistemática de la resistencia, y definen el concepto en forma general como "una metodología útil para determinar la respuesta de insectos plaga u organismos benéficos a sustancias tóxicas".

Con la obtención de estas líneas base y mediante concentraciones de diagnóstico se puede mantener vigilada la efectividad de un insecticida que se emplea en contra de poblaciones de moscas blancas, con la finalidad de detectar oportunamente problemas de resistencia al mismo y tomar medidas apropiadas para el manejo de esta plaga (Nauen y Denholm, 2005; Horowitz, *et al.*, 2007).

En estudios de laboratorio mediante bioensayos, los niveles de resistencia pueden variar de una población a otra, los que dependen, entre otros factores, de la sensibilidad del método empleado, de la posible exposición a la que la población en estudio ha estado en contacto con el compuesto químico evaluado, de la naturaleza del mismo compuesto; no obstante, cualquier nivel de resistencia encontrado en laboratorio debe ser corroborado en campo para definir que dicha población es resistente al compuesto evaluado (French-Constant y Roush, 1990). Además, se debe considerar que el fracaso en campo mediante aplicaciones de insecticidas no necesariamente está relacionado con resistencia, ya que puede haber fallas en la técnica de aplicación de tales productos (Silva-Aguayo, 2003).

#### 4.14 Manejo de la resistencia a insecticidas.

A partir del conocimiento de las características biológicas de la plaga problema, los principios básicos del manejo de resistencia a insecticidas consisten en optimizar o agotar cada una de las estrategia disponibles antes del empleo de insecticidas químicos, mediante el cual se limita su uso a los niveles efectivos más

bajos y se distribuyen a lo largo del ciclo del cultivo (Georghiou, 1994; Whalon *et al.*, 2008), además de reducir el número de aplicaciones con el fin de prolongar la vida útil de estos y conservar la vulnerabilidad de las poblaciones a los insecticidas; sin embargo, esta disminución en el uso de insecticidas estará sujeta al éxito que se tenga en la implementación de las técnicas adoptadas para control de la plaga problema (Denholm *et al.*, 1998).

Con base en el conocimiento de las características propias de cada región, se puede implementar un programa de control en donde se involucren medidas que contribuyan al desarrollo de un programa de manejo integrado de plagas con el fin de mantener las poblaciones susceptibles (Ellsworth y Martínez-Carrillo, 2001), como primer medida es de vital importancia anticipar el establecimiento del cultivo hasta donde las condiciones ambientales le sean favorables para eludir invasiones de insectos plaga y su incidencia con la presencia de virus en las etapas críticas de la planta (Urias-López *et al.*, 2005); la implementación de esta práctica representa una medida de las que mejores efectos tienen, pues se logra disminuir el uso de insecticidas por ausencia de plagas, con mejores resultados cuando se incorporan grandes áreas de cultivos susceptibles en este programa (Ellsworth y Martínez-Carrillo, 2001). Asimismo, diversificar las actividades potencialmente útiles como priorizar el desarrollo y expansión en el uso de agentes de control biológico (Oliveira *et al.*, 2001; Whalon *et al.*, 2008), para lo cual, forzosamente debe involucrar el empleo de enemigos naturales: depredadores, parasitoides y entomopatógenos (Van Driesche *et al.*, 2007), con la finalidad de conservar un ambiente sano y equilibrado, reducción de daños a la salud humana, además de la disminución de costos de producción entre otros beneficios (Bellotti *et al.*, 2005); aunque para implementar esta medida se ha demostrado que además de contar con adecuadas condiciones ambientales, debe existir una estrecha relación entre los agentes de control, el insecto al cual se pretende controlar y las especies vegetales hospedantes (Simmons y Abb-Rabou, 2007); desafortunadamente, se tienen suficientes razones que pueden justificar los problemas para implementar un adecuado manejo del control biológico cuando de moscas blancas se trata, tales como el alto grado de polifagia del insecto

vector, presencia de hospederos durante todo el año en la mayor parte de las zonas agrícolas, variabilidad geográfica, carencia de información sobre las interacciones entre los enemigos naturales y los aleiródidos (Henneberry y Faust, 2008).

Otras de las medidas a considerar puede ser la disponibilidad de compuestos botánicos, los que pueden ofrecer una alternativa viable, además de complementar la medida anterior (Oliveira *et al.*, 2001; Whalon *et al.*, 2008); paralelamente se puede considerar la posibilidad del empleo de variedades que resistan los embates de la plaga o con propiedades repelentes (Oliveira *et al.*, 2001; Bleeker *et al.*, 2009). De igual manera efectuar muestreos en el cultivo en proceso para realizar estimaciones de la plaga presente y a su vez determinar el umbral económico para tomar decisiones sobre su control (Nava-Camberos y Cano-Ríos, 2000).

Otras prácticas agronómicas que se pueden adoptar es la protección del cultivo en las primeras etapas de desarrollo mediante cubiertas flotantes con malla de polipropileno, principalmente en hortalizas, las que se mantienen aisladas por un determinado tiempo de las principales plagas de insectos aéreos y por consiguiente la disminución de enfermedades de tipo viral al retardar su ataque lo cual proporciona al cultivo una ventana de escape en la etapa crítica de desarrollo sin el empleo de sustancias químicas (Dominguez-Torres *et al.*, 2002).

Después de integrar todas las estrategias disponibles y se opta por realizar en algún momento tratamientos con productos químicos, estos se pueden llevar en un esquema de aplicaciones con insecticidas selectivos que conserven a los enemigos naturales, los cuales pueden fortalecer el control de esta plaga (Ellsworth y Martínez-Carrillo, 2001), y ante esta situación, la sugerencia mejor adoptada es una elección objetiva sobre los insecticidas a emplear mediante bioensayos para obtener líneas de respuesta Log-dosis Probit sobre la plaga presente, de esta manera se descartan los compuestos que presentan una posible menor efectividad (Brogdon y McAllister, 1998). A su vez, continuar en la realización de estudios periódicos de resistencia a insecticidas para lograr la constante sustitución de los compuestos que presentan

fallas en su objetivo de controlar al insecto vector a través de su uso (Henneberry y Faust, 2008).

En los esfuerzos por controlar los insectos vectores, se sugiere realizar continuamente evaluaciones en las estrategias implementadas en el manejo de resistencia y tratar de realizar los cambios pertinentes cuando se aprecia que algunas medidas pueden conducir al fracaso de este objetivo (Brogdon y McAllister, 1998).

Desgraciadamente, en gran parte de las zonas hortícolas de México, no se ha podido implementar un programa efectivo de manejo de resistencia a insecticidas para moscas blancas y otras plagas debido a la continuidad en el uso indiscriminado de insecticidas (Denholm *et al.*, 1998); lo que conduce a la incesante pérdida de efectividad de los mismos, al deterioro del ambiente y la salud humana, así como al incremento en los costos de producción (Lagunes-Tejeda *et al.*, 2009).

## V. MATERIALES Y MÉTODOS

### 5.1 Lugar del experimento.

El experimento se realizó en el laboratorio de Parasitología Agrícola de la Unidad Académica de Agricultura dependiente de la Universidad Autónoma de Nayarit en el periodo octubre de 2012 a junio de 2013.

### 5.2 Captura y establecimiento de las poblaciones de moscas blancas.

Una vez definido el número de colonias a establecer, posibles sitios geográficos y fechas probables de captura, se procedió a elaborar las jaulas entomológicas para confinamiento y reproducción de los insectos (60x60x90 cm y 110x180x100 cm) para posteriormente, a partir del mes de octubre de 2012 se inició con la siembra continua de plantas de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) variedad peruano, las cuales fueron empleadas para alimentación de los insectos durante el establecimiento de las poblaciones y realización de bioensayos.

La captura de los insectos para establecer las poblaciones se realizó en dos periodos: para la especie *T. vaporariorum* se efectuó entre diciembre de 2012 y enero de 2013 (Cuadro 1), con toma de muestras en tres áreas hortícolas de la zona centro y sur en el estado de Nayarit, identificadas como: población "Ixtlán", capturada en un predio cercano a la localidad de Mexpan, en el municipio de Ixtlán del Río, sobre un cultivo de calabaza (*Cucurbita pepo* L.) variedad zucchini; población "Tepic-T", tomada dentro de los límites del ejido Barranca Blanca, en el municipio de Tepic, en un cultivo de frijol (*P. vulgaris* L.) tipo ejotero; y población "Xalisco", obtenida dentro del área experimental de la Unidad Académica de Agricultura, en el municipio de Xalisco, sobre cultivo de calabaza común (*Cucurbita pepo* L.).

La captura para *B. tabaci* se realizó entre marzo y mayo de 2013 (Cuadro 1), con muestras tomadas en cinco áreas agrícolas de los municipios importantes productores de hortalizas del mismo estado de Nayarit, identificadas como: población "Compostela", muestra tomada en el ejido Las Varas, en el municipio de Compostela, en un cultivo de sandía (*Citrullus vulgaris* L.); población "Rosamorada", capturada en el ejido La Boquita, dentro del municipio de Rosamorada, en cultivo de tomate (*Solanum lycopersicon* L.) alternado con chile y pepino; población "Tepic-B" dentro del ejido La Fortuna, en el municipio de Tepic, en un cultivo de coliflor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*); población "Santiago-1", capturada en un predio pequeña propiedad, cercano al centro experimental que ocupa el INIFAP, en el municipio de Santiago Ixcuintla en cultivo de chile (*Capsicum annum* L.) variedad jalapeño; y una muestra más en el mismo municipio de Santiago Ixcuintla a 20 km de separación de la anterior, dentro de los límites del ejido Los Otates, identificada como población "Santiago-2" tomada en un cultivo de pepino (*Cucumis sativus*), establecido en un predio contiguo a un cultivo finalizado de tomate .

Cuadro 1. Procedencia de las poblaciones *Trialeurodes vaporariorum* y *Bemisia tabaci* capturadas en diferentes municipios del estado de Nayarit, México.

Nombre población	Procedencia	Fecha de captura (2012-2013)		Coordenadas	
		Cultivo hospedero	Latitud	Longitud	
<i>T. vaporariorum</i>					
Ixtlán	Ixtlán Del Río	1 y 3 dic.	Cucurbita pepo L.	21° 01' 54.1"	104° 24' 42.2"
Tepic-T	Tepic	26 y 27 dic.	Phaseolus vulgaris L.	21° 33' 34.2"	104° 57' 31.2"
Xalisco	Xalisco	15 y 16 ene.	Cucurbita pepo L.	21° 28' 44.6"	104° 53' 31.2"
<i>B. tabaci</i>					
Compostela	Compostela	6 y 7 mar.	Citrullus vulgaris L.	21° 13' 08.7"	105° 08' 43.9"
Tepic-B	Tepic	27 y 28 mar.	Brassica oleracea	21° 33' 19.7"	104° 56' 55.2"
Santiago-1	Santiago Ixcuintla	10 y 11 abr.	Capsicum annum L.	21° 49' 43.5"	105° 10' 53"
Rosamorada	Rosamorada	19 y 20 abr.	Solanum lycopersicon	21° 59' 31.8"	105 20' 33.9"
Santiago-2	Santiago Ixcuintla	5 y 6 de may.	Cucumis sativus	21° 42' 31.1"	105 23' 03.4"

Para ambas especies se capturaron al menos 3000 especímenes adultos, en cada sitio de muestreo (Figura 1) con un aspirador de insectos bucal, las cuales se

colocaron y se mantuvieron dentro de jaulas entomológicas con las plantas de frijol como hospederas hasta obtener la generación  $F_1$  o  $F_2$  sobre las que se realizaron los bioensayos. Como referencia susceptible, se empleó una población de *T. vaporariorum* procedente de Texcoco, Estado de México y otra población de *B. tabaci* capturada en plantas de tomate, en condiciones de invernadero en ejido La Fortuna, con antecedentes de ausencia de aplicaciones de insecticidas; aunado a esto, dicha población permaneció aislada en jaulas entomológicas hasta obtener la sexta generación sobre la que se realizaron los bioensayos.



Figura 1. Sitios de recolección de las poblaciones de moscas blancas empleadas para la realización de bioensayos procedentes del estado de Nayarit, México.

### 5.3 Insecticidas.

En el presente estudio, los insecticidas empleados fueron: 1. Dimetoato (Perfekthion® 400 g de i. a. · L<sup>-1</sup>, Basf Mexicana, S. A. de C. V.); 2. Bifentrina (Talstar® 100 CE, 100 g de i. a. · L<sup>-1</sup>, FMC Agroquímica de México S. de R. L. de C. V.); 3. Imidacloprid (Confidor® 350 SC, 350 g de i. a. · L<sup>-1</sup>, Bayer de México, S. A de C.V.); 4. Pymetrozine (Plenum® 50 PH, Syngenta Agro, México como polvo humectable con 500 g de i. a · kg<sup>-1</sup>).

### 5.4 Bioensayos

En los insecticidas evaluados se usó el procedimiento documentado por Elbert *et al.* (1996), por inmersión de hojas, con ligeras modificaciones, ya que se emplearon hojas de frijol común (*P. vulgaris* L.) variedad peruano, en lugar de algodónero (*Gossypium hirsutum* L.) con una edad de 13-20 días. De los folíolos de las hojas de frijol, se obtuvieron discos de 38 mm de diámetro que se cortaron con un sacabocados. Simultáneamente, se prepararon diluciones de insecticidas para cada bioensayo en agua destilada que contenía Break thru® al 0.1% como surfactante. Cada disco foliar se introdujo durante 10 s en los respectivos tratamientos y posteriormente se permitió secar sobre papel absorbente. En seguida, se preparó agaragar al 2% en agua destilada y se agregaron 3 mL en cajas Petri de 4 cm de diámetro. Los discos tratados se colocaron cuidadosamente en su correspondiente caja Petri previamente marcada con la concentración respectiva de insecticida, mismos que fueron puestos con el haz hacia el agaragar solidificado, inmediatamente, se introdujeron de 30-50 moscas blancas de 1 a 10 días de edad por tratamiento, para esto, dichos insectos se anestesiaron durante 20 s con un flujo suave de CO<sub>2</sub>. Se cubrieron las cajas Petri con una tapa de plástico, y se mantuvieron dentro de una cámara bioclimática cuya temperatura fue de 26 ± 2°C y fotoperiodo 14:10 h (luz: oscuridad), con 50% ±10 HR, las cuales se colocaron en posición invertida para que las moscas permanecieran de manera natural como se alimentan en condiciones de campo.

Para cada población, primeramente se determinó la ventana biológica en cada insecticida evaluado, posteriormente se emplearon al menos siete concentraciones en el rango de 5 a 95% de mortalidad. Un total de cinco repeticiones en días consecutivos se realizaron por cada bioensayo.

La mortalidad se evaluó a las 72 h de exposición a imidacloprid y pymetrozine; mientras que para dimetoato y bifentrina se realizó a las 48 h. Los individuos se consideraron muertos si carecían de movimiento o presentaban movimientos descoordinados. Si la mortalidad en el testigo resultó inferior al 10%, esta se corrigió mediante la fórmula de Abbott (Abbott, 1925) en los casos que fue superior a ese porcentaje, las repeticiones se anularon.

#### 5.5 Análisis estadístico

Los datos se analizaron con el paquete estadístico POLO PLUS (LeOra, 2012); se obtuvo la línea de respuesta Log-dosis Probit, la  $CL_{50}$  y  $CL_{95}$ , así como estimación de los límites de confianza (LC) al 95%. La respuesta entre poblaciones se consideró diferente si sus límites de confianza respectivos no se traslaparon a nivel de mortalidad dada ( $CL_{50}$  y  $CL_{95}$ ).

Para determinar la proporción de resistencia o resistencia relativa (RR) en cada población de campo, el resultado de las concentraciones letales a los niveles de 50% y 95% se dividió entre los valores de la  $CL_{(50, 95)}$  de la población de referencia susceptible correspondiente.

## VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 6.1 Imidacloprid

Las tres poblaciones de *T. vaporariorum* manifestaron ser diferentes de la población de referencia (Cuadro 2), ya que no hubo traslape en sus límites de confianza al 95% (LC); sin embargo, al comparar las poblaciones de campo entre sí, no revelaron diferencias significativas en la  $CL_{50}$  que fue de 8.7, 17.1 y 17.9  $mg \cdot L^{-1}$  y con RR de 2.4x, 4.7x y 5x en las poblaciones Tepic-T, Ixtlán y Xalisco, respectivamente, lo cual sugiere que las tres poblaciones mantienen niveles similares de comportamiento ante el imidacloprid; en cambio, a nivel de  $CL_{95}$  los resultados fueron 425.9, 230.9, y 578.5  $mg \cdot L^{-1}$  con RR de 8.4x, 4.5x y 11.4x, respectivamente, niveles que pueden reflejar indicios de manifestación de resistencia en las poblaciones Tepic-T y Xalisco a esta última concentración. En este sentido, Ortega *et al.* (1998), en una población de la misma especie, obtuvieron una  $RR_{50}$  de 2.1x y  $RR_{95}$  de 1.1x, datos que indican que la proporción de resistencia que encontraron es inferior al obtenido en el presente trabajo; sin embargo, al comparar los resultados de las poblaciones de campo de Nayarit con los de estos investigadores, a nivel de  $CL_{50}$  y  $CL_{95}$ , (90 y 4,140  $mg \cdot L^{-1}$ , respectivamente) esta última fue menos susceptible al insecticida, puesto que requirió concentraciones mayores del i.a. para obtener la misma proporción de mortalidad.

En *B. tabaci*, (Cuadro 3), la población susceptible registró una  $CL_{50}$  de 24.4  $mg \cdot L^{-1}$  y las cinco poblaciones de campo identificadas como Compostela, Tepic-B, Rosamorada, Santiago-1 y Santiago-2 manifestaron diferencias significativas con respecto a esta población de referencia, con una  $CL_{50}$  de 61.7, 87.8, 215, 263.2 y 281.8  $mg \cdot L^{-1}$  y una  $RR_{50}$  de 2.5x, 3.6x 8.6x, 10.8x y 11.6x, respectivamente; estos resultados son superiores a los presentados por Rodríguez *et al.* (2005), Gutiérrez-Olivares *et al.* (2007) y Hameed *et al.* (2010), probablemente porque en los campos de hortalizas de Nayarit se aplica el insecticida imidacloprid en repetidas ocasiones en

el mismo ciclo de cultivo para control de *B. tabaci*. Al comparar las poblaciones de campo entre sí, se observa que entre Rosamorada, Santiago-1 y Santiago-2, no hubo diferencias significativas, pero el nivel de resistencia en estas tres poblaciones fue mayor al que manifestaron Compostela y Tepic-B, lo que puede sugerir que estas tres poblaciones posiblemente estuvieron sometidas a una mayor presión de selección.

Aguilar-Medel *et al.* (2007) documentaron un nivel de resistencia de 42.8x para *B. tabaci* con una  $CL_{50}$  de  $91.2 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ , la cual es similar a la concentración que se obtuvo en el presente estudio para Tepic-B; sin embargo, es menor en comparación a la  $CL_{50}$  obtenida para Rosamorada, Santiago-1 y Santiago-2, pese a que los respectivos valores de  $RR_{50}$  presentados en estas tres poblaciones son inferiores a los presentados por estos últimos investigadores, ya que utilizan una población de referencia altamente susceptible, lo cual propone que las poblaciones en el presente trabajo manifestaron un comportamiento de baja susceptibilidad al insecticida imidacloprid.

Por otro lado, Roditakis *et al.* (2005) reportaron para *B. tabaci* niveles de resistencia de hasta 730x para imidacloprid en una población capturada en plantas de ornato; no obstante, la cantidad de ingrediente activo que emplearon (a una concentración de  $200 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$ ) para obtener este valor fue de  $266 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ , la cual es una concentración similar a la  $CL_{50}$  con respecto a los valores obtenidos en el actual estudio para las poblaciones Rosamorada, Santiago-1 y Santiago-2 ( $215$ ,  $263.2$  y  $281.8 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ , respectivamente); esto muestra que estas tres poblaciones manifestaron un comportamiento de resistencia semejante a la población presentada por Roditakis *et al.* (2005) pese a que fueron altamente diferentes en las respectivas RR para cada estudio. De la misma manera, la  $CL_{50}$  que registraron estos mismos autores para obtener las proporciones de 26x y 210x fueron inferiores con respecto a las  $CL_{50}$  obtenidas para estas mismas tres poblaciones comparadas, lo que evidencia una vez más, que las poblaciones de *B. tabaci* en Nayarit presentan resistencia al insecticida imidacloprid; no obstante, este nivel de resistencia es inferior al que documentaron Sethi y Dilawari (2008) sobre *B. tabaci* en cultivo de algodón, en donde

a concentraciones de 2,500 ppm lograron una mortalidad ligeramente superior al 50% de los individuos en cuatro de las poblaciones evaluadas, datos superiores en la  $CL_{50}$  a los encontrados en el presente trabajo y con 10,000 ppm, en cuatro de las poblaciones que evaluaron no lograron eliminar el 90% de los insectos y solo en una población alcanzaron 95% de los mismos, la cual fue inferior a la concentración requerida en el presente estudio para la población Santiago-1, la que registró una  $CL_{95}$  de 12,802.3  $mg \cdot L^{-1}$  para eliminar 95% de los insectos, además de ser la que mostró el nivel más alto de resistencia a esta concentración dada.

Los valores más elevados a la  $CL_{50}$  para imidacloprid, correspondientes a Rosamorada, Santiago-1 y Santiago-2, son coincidentes a los encontrados por Ortega-Sánchez (2004) en tres poblaciones estudiadas en el mismo estado de Nayarit (aunque la metodología fue diferente), lo cual proporciona información que las poblaciones de *B. tabaci* en diferentes regiones hortícolas del estado, manifiestan niveles de tolerancia al imidacloprid desde hace al menos 10 años, con la discrepancia en los resultados con este último autor que para una población tomada en un mismo sitio (Ejido La Fortuna) en el Municipio de Tepic, en el presente trabajo resultó ser susceptible al compuesto, situación que no se reflejó de la misma forma en su caso.

Pese a la alta efectividad con la que surgió el insecticida imidacloprid para controlar insectos vectores, en especial *B. tabaci* (Nauen y Denholm, 2005), esta propensión a la resistencia encontrada, principalmente en las tres poblaciones menos susceptibles, refleja el posible exceso en el número y frecuencia de aplicaciones de este compuesto en cultivos de hortalizas, puesto que en estas condiciones tiende a seleccionar resistencia en las poblaciones de insectos tal como lo describe Denholm *et al.* (1998). El problema tal vez no es más grave posiblemente a que predominan en las zonas agrícolas de Nayarit áreas de cultivos que no son sometidas a aplicaciones constantes de insecticidas, además de una gran variedad de plantas silvestres, por lo que en estos espacios pueden encontrarse refugios para los insectos que se asperjan periódicamente con insecticidas y combinar sus genes con individuos que conservan

susceptibilidad a los compuestos químicos, tal como lo sugieren Denholm *et al.* (1998); Servín-Villegas *et al.* (2006); Aguilar-Medel *et al.* (2007). Por otra parte, debido a las condiciones ambientales que imperan en la zona, la cantidad de hospederos para que se desarrolle el insecto se ven disminuidos por la suspensión de cultivos en el área agrícola durante el verano principalmente en la zona costera de Nayarit, por consiguiente se interrumpe la continuidad en la aplicación de insecticidas, aunado al periodo de lluvias que posiblemente ejerce un alto grado de control sobre las poblaciones de esta plaga al interrumpir su ciclo de vida.

## 6.2 Bifentrina

La población susceptible de *T. vaporariorum*, presentó una  $CL_{50}$  y  $CL_{95}$  de 2.2 y 20.8  $mg\ L^{-1}$ , respectivamente (Cuadro 2); en las tres poblaciones de campo las  $CL_{50}$  fueron de 4.9  $mg\ L^{-1}$  para Ixtlán, 7.7  $mg\ L^{-1}$  para Xalisco y 10.9  $mg\ L^{-1}$  para Tepic-T, con  $RR_{50}$  respectivas de 2.1x, 3.4x y 4.8x, resultados que manifestaron una diferencia significativa de las tres poblaciones con respecto a la colonia de referencia; no obstante, las poblaciones Ixtlán y Xalisco no registraron diferencias entre sí, situación similar ocurrió entre Xalisco y Tepic-T; en cambio, las poblaciones Ixtlán y Tepic-T sí reflejaron ser diferentes entre ellas; por el contrario, a la  $CL_{95}$  las tres poblaciones fueron diferentes con respecto a la población susceptible; sin embargo, a este nivel de concentración no se encontró diferencias estadísticas entre sí para las tres poblaciones de campo. Estos valores encontrados son coincidentes con los reportados por Santillán *et al.* (2011), en donde obtuvieron altos niveles de susceptibilidad en una población de campo procedente del estado de Jalisco, México, lo cual puede sugerir que las poblaciones de campo de *T. vaporariorum* encontradas en Nayarit, aún se mantienen susceptibles al compuesto bifentrina.

En la especie de *B. tabaci* (Cuadro 3), el resultado en  $CL_{50}$  de la población de referencia fue de 36.1  $mg\ L^{-1}$ , mientras que, en las poblaciones de campo fueron: para Tepic-B 38.1  $mg\ L^{-1}$ , Santiago-1 con 63.2  $mg\ L^{-1}$ , Compostela 244.6  $mg\ L^{-1}$ , Rosamorada 652.4  $mg\ L^{-1}$  y 730.8  $mg\ L^{-1}$  para Santiago-2. Tepic-B resultó

estadísticamente similar a la población susceptible; en cambio, Santiago-1, Compostela, Rosamorada y Santiago-2 fueron diferentes a la susceptible y a excepción de Santiago-1 también diferentes a Tepic-B, al mismo tiempo, las últimas tres poblaciones resultaron diferentes con respecto a Santiago-1, de igual manera, Rosamorada y Santiago-2 que reflejaron similitud estadística, fueron diferentes a Compostela. Con estos datos, las  $RR_{50}$  resultantes fueron 1.1x, 1.8x, 6.8x, 18.1x y 20.2x para Tepic-B, Santiago-1, Compostela, Rosamorada y Santiago-2, respectivamente; no obstante, a la  $CL_{95}$  los niveles de resistencia se incrementaron para las poblaciones Rosamorada con 38.7x y Santiago-2 con 57.1x; fundamentos que sugieren un elevado nivel de resistencia al compuesto bifentrina en estas dos poblaciones.

Los resultados obtenidos en las poblaciones Tepic-B y Santiago-1, (38.1 y 63.2  $mg \cdot L^{-1}$ ), que fueron los más bajos, con una  $RR_{50}$  de 1.1x y 1.8x, son similares a los presentados por Santillán *et al.* (2011), quienes obtuvieron valores de 1.1x y 1.9x; sin embargo, para obtener esta proporción registraron una  $CL_{50}$  de 13.1  $mg \cdot L^{-1}$  y 22.2  $mg \cdot L^{-1}$  respectivamente, mismos que son notablemente inferiores a los reportados para Tepic-B y Santiago-1, lo cual expone que estas dos poblaciones en el presente estudio son más tolerantes al compuesto bifentrina; de la misma forma, estos resultados que reportaron reflejan una mayor diferencia al ser examinados con respecto a los valores obtenidos en las poblaciones Compostela, Rosamorada y Santiago-2, ya que, estas tres poblaciones exhibieron menor susceptibilidad al insecticida bifentrina; sin embargo, las tres poblaciones difieren por ser inferiores a los resultados reportados por Riley y Tan (2003), quienes encontraron una RR de hasta 915x; de igual forma difieren a los reportados por Roditakis *et al.* (2005); estos últimos, en la población con mayor tolerancia al compuesto, encontraron una RR de 23x; no obstante, la  $CL_{50}$  reportada para esta población fue de 21.5  $mg \cdot L^{-1}$ , pero, al comparar este valor, se observa que esta población resultó ser más susceptible al insecticida bifentrina con respecto a las cinco poblaciones de campo evaluadas en el presente trabajo, lo que puede indicar que las poblaciones de *B. tabaci* en Nayarit estuvieron sometidas a una constante presión de selección con bifentrina u otros

piretroides durante los diferentes periodos de cultivo de hortalizas; situación que puede sugerir un cambio en el uso de este grupo de insecticidas que conduzcan a la disminución en los niveles de resistencia.

El insecticida bifentrina se encuentra en una situación de uso crítica en algunas zonas, puesto que se emplea desde hace más de 20 años en cultivos de hortalizas, con resultados efectivos durante gran parte de ese periodo de utilización, además de poseer un costo en el mercado relativamente accesible, característica que lo mantiene en una opción para ser empleado. Por otro lado, la relativa efectividad de este compuesto se favorece por la presencia de áreas de cultivos hospederos de moscas blancas en mayor proporción que los cultivos de hortalizas, las que no son asperjadas con este y otros insecticidas, en donde las poblaciones sometidas a presión de selección encuentran refugio y combinan sus genes con poblaciones susceptibles (Denholm *et al.*, 1998; Servin-Villegas *et al.* 2006; Aguilar-Medel *et al.* 2007).

### 6.3 Pymetrozine

Los resultados de  $CL_{50}$  en *T. vaporariorum* (Cuadro 2), fueron de  $7.3 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para la población susceptible, para Ixtlán de  $9.8 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , así como  $15.1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para Tepic-T y  $18.4 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para Xalisco; aquí se reflejó similitud entre las poblaciones Ixtlán y la susceptible, en cambio Tepic-T y Xalisco, presentaron diferencias con respecto a la población susceptible, pero no con la población Ixtlán; a nivel de  $CL_{95}$  las poblaciones de campo resultaron ser estadísticamente iguales a la población de referencia, lo cual sugiere que las poblaciones de campo se mantienen susceptibles al compuesto.

En *B. tabaci* (Cuadro 3), la población de referencia requirió una  $CL_{50}$  de  $47.1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  y las poblaciones de campo resultaron con valores de 97.8, 84.4, 178, 152 y  $203.9 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  en Tepic-B, Compostela, Santiago-1, Santiago-2 y Rosamorada, respectivamente, con  $RR_{50}$  de 2.1x, 1.8x, 3.8x, 3.2x y 4.3x, en el mismo orden.

Con los resultados anteriores, se encontró que Tepic-B y la población de referencia fueron estadísticamente iguales, en cambio, las cuatro poblaciones restantes reflejaron ser diferentes a la susceptible y a excepción de Compostela y Santiago-1, también fueron diferentes a Tepic-B; entre las poblaciones Santiago-1 y Santiago-2 no hubo diferencias, de igual manera para Santiago-1 y Rosamorada, pero Santiago-2 y esta última reflejaron ser diferentes entre sí.

Con los valores en  $RR_{50}$  encontrados para el insecticida pymetrozine, que oscilaron entre 1.8x y 4.3x, se reflejan niveles de resistencia inferiores a los reportados por Aguilar-Medel *et al.* (2007); sin embargo, la concentración requerida para cada una de las poblaciones en el presente estudio, fue mayor que la empleada en dos poblaciones por los autores citados, quienes reportaron una  $CL_{50}$  de 78.5 y 101.5  $mg\ L^{-1}$  con  $RR_{50}$  de 20.2x y 26x, respectivamente. Estos mismos autores obtuvieron una  $CL_{95}$  de 10,809 y 11,218.4  $mg\ L^{-1}$ , con una  $RR_{95}$  de 0.7x y 0.8x, que a diferencia del presente estudio, en Santiago-1 se registró una  $RR_{95}$  de 22.6x con una  $CL_{95}$  de 7,334  $mg\ L^{-1}$ ; lo anterior demuestra la variación en la frecuencia de aplicaciones y diferencial de nivel de susceptibilidad en las poblaciones de campo de *B. tabaci* para las distintas zonas agrícolas, asimismo, en el presente trabajo se refleja que probablemente en Nayarit no se ha dado un uso indiscriminado al insecticida pymetrozine en contra de estas poblaciones.

#### 6.4 Dimetoato.

En *T. vaporariorum* (Cuadro 2), la población susceptible registró una  $CL_{50}$  de 496.7  $mg\ L^{-1}$  y para las poblaciones de campo se obtuvieron 1,408.7, 1,750.8 y 2,045.4  $mg\ L^{-1}$  con  $RR_{50}$  de 2.9x, 3.5x y 4.1x para Tepic-T, Xalisco e Ixtlán, respectivamente y en la  $CL_{95}$  la RR se incrementó a 11.4x, 12.5x y 21.8 x. Las tres poblaciones de campo fueron diferentes con respecto a la población susceptible e iguales entre sí. Estos resultados son inferiores a los reportados por Ortega *et al.* (1998), para una población de la misma especie ( $CL_{50}$  de 2,570 y  $RR_{50}$  de 26.1x); al

respecto, se puede inferir que las poblaciones de *T. vaporariorum* evaluadas en Nayarit, pese a que manifestaron un nivel de susceptibilidad reducida al insecticida dimetoato, se requirió una menor concentración para eliminar al 50% de los individuos que en las poblaciones del estado de Morelos como lo describen estos últimos autores, posiblemente por la diferencia en las condiciones ambientales, en las características y manejo del cultivo en que se desarrollan estos insectos puedan estar más expuestos en el estado de Morelos a la acción de insecticidas.

En la especie *B. tabaci* (Cuadro 3), la población de referencia requirió una  $CL_{50}$  de 355.4  $mg L^{-1}$  y para las poblaciones de campo los valores fueron de 334.8, 1,067.9, 1,130.7, 1,343.1 y 2,628.3  $mg L^{-1}$ , con  $RR_{50}$  de 0.9x, 3x, 3.2x, 3.8x y 7.4x para Tepic-B, Compostela, Santiago-2, Rosamorada y Santiago-1, respectivamente. Tepic-B, reflejó similitud estadística con la población de referencia y las cuatro poblaciones restantes fueron diferentes a estas dos primeras; a su vez, Santiago-1, fue diferente a Compostela, Santiago-2 y Rosamorada, asimismo entre estas últimas tres poblaciones no se reflejaron diferencias. Estos valores difieren con los datos obtenidos por Ahmed *et al.* (1987), sobre *B. tabaci* en un cultivo de algodón, quienes encontraron poblaciones altamente resistentes con una  $RR$  de hasta 454x.

Por las concentraciones requeridas y las especificaciones en la etiqueta del producto se puede inferir que las poblaciones no poseen susceptibilidad al dimetoato, esto posiblemente se debe a que es uno de los insecticidas con mayor tiempo en uso para controlar insectos plaga en una amplia variedad de cultivos agrícolas y por el costo relativamente accesible que posee en el mercado, induce a que se intensifique el uso para control de plagas como lo publica Buratti, *et al.* (2007), aún en cultivos que no se consideran potencialmente rentables.

Cuadro 2. Respuesta de las poblaciones de *Trialeurodes vaporariorum* a diferentes insecticidas recolectadas en el estado de Nayarit, México.

INSECTIC.	POBLAC.	n	b ± EE	CL <sub>50</sub> (95% LC) mg L <sup>-1</sup>	CL <sub>95</sub> (95% LC) mg L <sup>-1</sup>	χ <sup>2</sup>	RR <sub>50</sub>	RR <sub>95</sub>
Imidacloprid	Suscep.	1030	1.43 ± 0.09	3.6 (2.6 – 5)	50.7 (27.5 – 137.4)	8.9		
	Ixtlán	748	1.45 ± 0.13	17.1 (11 – 28.4)	230.8 (96.5 – 1606.9)	5.9	4.7	4.5
	Tepic-T	1252	0.97 ± 0.05	8.8 (5.8 – 12.9)	425.9 (206.8 – 1227.5)	7.8	2.4	8.4
	Xalisco	1314	1.09 ± 0.05	17.9 (12.5 – 24.7)	578.5 (333.3 – 1236.4)	8.7	5.0	11.4
Bifentrina	Suscep.	1251	1.70 ± 0.09	2.2 (1.8 – 2.7)	20.8 (14.6 – 33.6)	5.2		
	Ixtlán	1060	1.25 ± 0.08	4.9 (4.1 – 5.9)	101.2 (72.1 – 154.9)	2.4	2.1	4.8
	Tepic-T	1193	1.42 ± 0.08	10.9 (7.9 – 14.9)	157.4 (86 – 424)	13.3	4.8	7.4
	Xalisco	1081	1.33 ± 0.07	7.7 (5.46 – 10.86)	131.6 (72.14 – 325.92)	8.7	3.4	6.3
Pymetrozine	Suscep.	1023	1.53 ± 0.10	7.3 (4.8 – 10.9)	86.6 (43.44 – 321.0)	7.5		
	Ixtlán	997	1.24 ± 0.07	9.8 (6.4 – 14.2)	207.7 (116.67 – 491.1)	4.1	1.3	2.3
	Tepic-T	1121	1.18 ± 0.07	15.1 (12.5 – 18.1)	365.2 (250.30 – 585.2)	0.6	2.0	4.2
	Xalisco	1195	1.10 ± 0.06	18.4 (12.2 – 27.5)	571.3 (270.4 – 1854.0)	13.1	2.5	6.5
Dimetoato	Suscep.	1267	2.37 ± 0.14	496.7 (448.7 – 545.6)	2442.8 (2069.4 – 2995.7)	4.1		
	Ixtlán	1752	1.16 ± 0.07	2045.4 (1589.3 – 2660.1)	53360.4 (28622.9 – 134570.3)	8.3	4.1	21.8
	Tepic-T	1070	1.27 ± 0.08	1408.7 (985.4 – 2017.9)	28415.5 (14429.6 – 83259.4)	7.7	2.9	11.4
	Xalisco	1106	1.32 ± 0.09	1750.8 (1304.3 – 2368.7)	30413.6 (16157.5 – 83405.6)	5.9	3.5	12.5

n: número total de individuos tratados; b ± EE: Pendiente de la línea de regresión con el error estándar;

CL<sub>50</sub> (CL<sub>50</sub>): Concentración letal que elimina al 50% (95%) de los individuos tratados;

95% LC: Límites de confianza al 95%;

RR<sub>50</sub> (RR<sub>50</sub>): respuesta relativa al 50% (95%) de mortalidad

χ<sup>2</sup>: ji-cuadrada

Cuadro 3. Respuesta de las poblaciones de *Bemisia tabaci* a diferentes insecticidas recolectadas del estado de Nayarit, México

Insecticida	Población	n	b ± EE	CL <sub>50</sub> (95% LC) mg·L <sup>-1</sup>	CL <sub>95</sub> (95% LC) mg·L <sup>-1</sup>	χ <sup>2</sup>	RR <sub>50</sub>	RR <sub>95</sub>	
Imidacloprid	Susceptible	1281	1.49 ± 0.08	24.4 (21.2 – 27.7)	305.5 (239.4 – 409.8)	0.86			
	Compostela	1068	2.59 ± 0.15	61.7 (56.1 – 67.5)	266.3 (227.2 – 323.4)	2.87	2.5	0.9	
	Rosamorada	1151	1.72 ± 0.15	215 (178.8 – 257.8)	1939 (1361.7 – 3136.1)	4.06	8.6	6.3	
	Santiago-1	1355	0.97 ± 0.05	263.2 (215.6 – 321.2)	12802.3 (8298.2 – 2186.3)	2.96	10.8	41.9	
	Santiago-2	1051	1.82 ± 0.11	281.8 (222.2 – 355.5)	2252.2 (1446.4 – 4482.7)	4.61	11.6	7.4	
	Tepic-B	1581	1.43 ± 0.07	87.8 (64.1 – 116.3)	1231.1 (712.3 – 2938.8)	11	3.6	4.0	
	Bifentrina	Susceptible	1087	1.88 ± 0.12	36.1 (29.4 – 45.4)	268.3 (167.7 – 567.2)	6.67		
		Compostela	1451	2.66 ± 0.16	244.6 (220.4 – 271.6)	1013 (802.4 – 1399.3)	4.09	6.8	3.8
Rosamorada		1012	1.36 ± 0.15	652.4 (504.8 – 943.9)	10384.7 (5066.2 – 31665)	1.19	18.1	38.7	
Santiago-1		1357	1.25 ± 0.06	63.2 (49.8 – 78.7)	1289.6 (864.1 – 2173.6)	5.9	1.8	4.8	
Santiago-2		1232	1.24 ± 0.09	730.8 (516.5 – 1195.8)	15332.3 (6010.1 – 89575.5)	5.65	20.2	57.1	
Tepic-B		1681	1.06 ± 0.06	38.1 (25.4 – 53.8)	1333.9 (610.6 – 5211.7)	11.6	1.1	5.0	
Pymetrozine		Susceptible	1435	1.96 ± 0.10	47.1 (37.9 – 56.8)	325 (236.1 – 513.2)	7.07		
		Compostela	1219	1.73 ± 0.10	84.4 (62.1 – 108.4)	753.9 (501.6 – 1409.0)	8.63	1.8	2.3
	Rosamorada	991	1.74 ± 0.11	203.9 (178.2 – 232.6)	1794.6 (1381.4 – 2489.3)	2.43	4.3	5.5	
	Santiago-1	1942	1.01 ± 0.04	177.9 (133.0 – 230.4)	7334 (4728.9 – 12880.3)	12.3	3.8	22.6	
	Santiago-2	1036	2.12 ± 0.13	152 (136.8 – 169.4)	904.1 (719.2 – 1204)	1.02	3.2	2.8	
	Tepic-B	1403	1.27 ± 0.06	97.8 (52.0 – 170.1)	1911 (781.9 – 12124.0)	27.5	2.1	5.9	
	Dimetoato	Susceptible	1287	2.21 ± 0.11	355.4 (303.1 – 411)	1962.2 (1545.6 – 2683.9)	5.06		
		Compostela	1249	2.3 ± 0.13	1067.9 (926 – 1227.4)	5522.8 (4176.5 – 8173)	3.14	3.0	2.8
Rosamorada		885	2.88 ± 0.13	1343.1 (1198.2 – 1507.9)	7035.8 (5747.7 – 8987.3)	2.17	3.8	3.5	
Santiago-1		1132	1.71 ± 0.10	2628.3 (2311.2 – 2966.1)	23839.8 (18729.8 – 32198.8)	2.17	7.4	12.1	
Santiago-2		1144	2.68 ± 0.14	1130.7 (843.7 – 1522.6)	4627.9 (2974.9 – 0719.8)	13.5	3.2	2.4	
Tepic-B		1511	2.99 ± 0.17	334.8 (254.3 – 437.8)	1187.5 (782.7 – 2918)	25.2	0.9	0.6	

n: Número total de individuos tratados; b ± EE: Pendiente de la línea de regresión con el error estándar;

CL<sub>50</sub> (CL<sub>50</sub>): Concentración letal que elimina al 50% (95%) de los individuos tratados;

95% LC: Límites de confianza al 95%;

RR<sub>50</sub> (RR<sub>50</sub>): Respuesta relativa al 50% (95%) de mortalidad

χ<sup>2</sup>: j-cuadrada

## VII. CONCLUSIONES

En general, para las poblaciones de *T. vaporariorum* se requirió menor cantidad de los insecticidas imidacloprid, bifentrina y pymetrozine en comparación con *B. tabaci*, por lo que las poblaciones de la primera especie se mantienen susceptibles a estos insecticidas, en cambio, para dimetoato ambas especies presentaron similitud de comportamiento.

En *B. tabaci*, Santiago-1, Rosamorada y Santiago-2 presentaron una menor susceptibilidad que las poblaciones Tepic-B y Compostela a la mayoría de los insecticidas; Tepic-B, fue la que de manera general manifestó mayor susceptibilidad, mientras que Compostela expresó variación en su comportamiento.

Para el imidacloprid, Compostela a nivel de  $CL_{50}$  y  $CL_{95}$  registró el nivel más alto de susceptibilidad, seguido de Tepic-B; por el contrario, Santiago-1 y Santiago-2 reflejaron un bajo nivel de susceptibilidad, seguidos por Rosamorada.

Para bifentrina, Tepic-B fue la que reflejó el nivel más alto de susceptibilidad, seguido por Santiago-1, mientras que Rosamorada y Santiago-2 manifestaron los niveles más altos de resistencia.

Para pymetrozine, Compostela y Tepic-B se manifestaron más susceptibles que Santiago-2, Santiago-1 y Rosamorada. Aunque no en la misma proporción para todas las poblaciones, pymetrozine fue el insecticida al que mostraron menor resistencia que para el resto de los compuestos evaluados.

Para dimetoato, Tepic-B reflejó la mayor susceptibilidad, que el resto de las poblaciones.

## LITERATURA CITADA

- Abbott, W.S. 1925. A method of computing the effectiveness of an insecticide. *J. Econ. Entomol.* 18: 265-267.
- Aguilar-Medel, S., Rodríguez-Maciél, J.C., Santillán-Ortega, C., Lagunes-Tejeda, A., Díaz-Gómez, O. y Martínez-Carrillo, J.L. 2007. Susceptibilidad a insecticidas en dos poblaciones de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) biotipo B colectadas en Baja California y Sinaloa, México. *Interciencia*, 32: 266-269.
- Ahmed, A.H.M., Elhag, E.A. y Bashir, N.H.H. 1987. Insecticide resistance in the cotton whitefly *Bemisia tabaci* (Genn.) in the Sudan Gezira. *Tropical pest management*, 33: 67-72.
- Anderson, P. 2005. Introduction. pp. 1-11. En: Anderson, P.; Morales, F. (eds.). *Whitefly and whitefly-borne viruses in the tropics: building a knowledge base for global action*. Centro Internacional de Agricultura Tropical CIAT. Cali, Colombia. 351 p.
- Bleeker, P.M., Diergaarde, P.J., Ament, K., Guerra, J., Weidner, M. y Schu' TZ, S. 2009. The role of specific tomato volatiles in tomato - whitefly interaction. *Plant physiology*, 151: 925-935.
- Bellotti, A., Peña, J., Arias, B., Guerrero, J.M., Trujillo, H., Holguín, C. y Ortega, A. 2005. Biological control of whiteflies by indigenous natural enemies for major food crops in the neotropics. p. 313-323. En: Anderson, P.; Morales, F. (eds.). *Whitefly and whitefly-borne viruses in the tropics: building a knowledge base for global action*. Centro Internacional de Agricultura Tropical CIAT. Cali, Colombia. 351 p.
- Brogdon, W.G. y Mcallister, J.C. 1998. Insecticide resistance and vector control. *Emerging Infectious Diseases*, 4: 605-613.
- Brown, J.K. 2007. The *Bemisia tabaci* complex: genetic and phenotypic variation and relevance to TYLCV -vector interactions. p. 25-56. En: Czosnek, H. (ed). *Tomato Yellow Curl Virus Disease*. Springer.

- Buratti, F. M., Leoni, C. y Testai, E. 2007. The human metabolism of organophosphorothionate pesticides: consequences for toxicological risk assessment. *Journal of Consumer Protection and Food Safety*, 2: 37-44.
- Byrne, D.N., Bellows, T.S. y Parrella, M.P. 1990. Whiteflies in agricultural systems. p. 227-261. En: D. Gerling, (ed.). *Whiteflies: their bionomics, pest status and management*. Intercep Ltd. Andover Hants, UK.
- Capinera, J.L. 2008a. Greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae). p. 1723-1726. En: Capinera, J. L. (ed.). *Encyclopedia of entomology*. 2a. ed., Springer Netherlands.
- Capinera, J.L. 2008b. Vegetable pests and their management. p. 4242-4250. En: Capinera, J. L. (ed.). *Encyclopedia of entomology*. 2a. ed., Springer Netherlands.
- Carapia-Ruiz, V.E. 2008. Taxonomía y diagnosis. p. 7-18. En: Postgraduados, C. D. (ed.). *Moscas blancas: temas selectos sobre su manejo*. México, D. F., Mundi Prens México, S. A. de C.V.
- Carapia-Ruiz, V.E. y Castillo-Gutiérrez, A. 2012. *Moscas blancas: género Trialeurodes Cockerell (Hemiptera: Aleyrodidae)*. Editorial Académica Española. 95 p.
- Carapia-Ruiz, V.E. y Castillo-Gutiérrez, A. 2013. Estudio comparativo sobre la morfología de *T. vaporariorum* (Westwood) y *B. tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae). *Acta zool. Mex.* 29: 178-193.
- Denholm, I., Cahill, M., Dennehy, T.J. y Horowitz, A.R. 1998. Challenges with managing insecticide resistant in agricultural pests, exemplified by the whiteflies *Bemisia tabaci*. *Phil. Trans. Royal Society Lond. B*, 353: 1757-1767.
- Dennehy, T.J., Degain, B.A., Harpold, V.S., Zaborac, M., Morin, S., Fabrick, J.A., Nichols, R.L., Brown, J.K., Byrne, F.J. y Li, J. 2010. Extraordinary resistance to insecticides reveals exotic Q biotype of *Bemisia tabaci* in the new world. *Journal Economic Entomology*, 103: 2174-2186.
- Dittrich, V., UK, S. y Ernst, G. H. 1990. Chemical control and insecticide resistance of whiteflies. p. 263-285. En: D. Gerling, (ed.). *Whiteflies: their bionomics, pest status and management*. Intercep Ltd. Andover-Hants, UK.

- Domínguez-Torres, A., García-Pérez, E., Pacheco-Velasco, J.E., Villanueva-Jiménez, J.A. y Téliz-Ortiz, D. 2002. Control de mosquita blanca y virosis en jitomate con cubierta flotante en Veracruz. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 25: 311-316.
- Eibert, A.R., Nauen, M., Cahill, A.L., Devonshire, A.W., Scarr, S., Sone, y Steffens, R. 1996. Resistance management with chloronicotinyl insecticides using imidacloprid as an example. *Pflanzenschutz-Nachrichten Bayer*, 270. 49: 5-54.
- Eibert, A. y Nauen, R. 2000. Resistance of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) to insecticides in southern Spain with special reference to neonicotinoids. *Pest. Manag. Sci.*, 56: 60-64.
- Ellsworth, P.C. y Martínez-Carrillo, J.L. 2001. Crop protection IPM for *Bemisia tabaci*: a case of studio for North America. *Crop protection* 20: 853 - 869.
- French-Constant, R.H. y Roush, R.T. 1990. Resistance detection and documentation: the relative roles of pesticidal and biochemical assays. p. 4-38. En: Chapman and Hall (eds.). *Pesticide resistance in arthropods*. New York, USA. 303 p.
- Garzón-Tiznado, J.A., Acosta-García, T., Torres-Pacheco, I., González-Chavira, M., Rivera-Bustamante, R.F., Maya-Hernández, V. y Guevara-González, R.G. 2002. Presencia de los geminivirus huasteco del chile (PHV) texano del chile variante Tamaulipas (TPV-T) y chino del tomate (VCDT) en los estados de Guanajuato, San Luis Potosí y Jalisco, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 20: 45-52.
- Georgiou, G.P. 1994. Principles of insecticide resistance management. *Phytoprotection*, 75: 51-59.
- Gerling, D. 1990. Natural enemies of whiteflies: predator and parasitoids. p. 147-185. En: D. Gerling, (ed.). *Whiteflies: their bionomics, pest status and management*. Intercep Ltd. Andover Hants, UK.
- Gill, R.J. 1990. The Morphology of whiteflies. p. 13-45. En: D. Gerling, (ed.). *Whiteflies: their bionomics, pest status and management*. Intercep Ltd. Andover Hants, UK.
- Gutiérrez-Olivares, M., Rodríguez-Maciel, J.C., Uanderal-Cázares, C., Terán-Vargas, A.P., Lagunes-Tejeda, A. y Díaz-Gómez, O. 2007. Estabilidad de la resistencia

- a neonicotinoides en *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotipo b de San Luis Potosí, México. *Agrociencia*, 41: 913-920.
- Hajek, A.E. 2004. *Natural enemies. An introduction to biological control*. Cambridge University Press. 378 p.
- Hameed, A., Asif-Aziz, M. y Mustafa-Agheer, G. 2010. Susceptibility of *Bemisia tabaci* Genn (Hemiptera: Aleyrodidae) to Selected Insecticides. *Pakistan J. Zool.* 42: 295-300.
- Henneberry, T.J. y Faust, R.M. 2008. Introduction. p.1-15. En: Gould, J. et al. (ed.). *Classical biological control of Bemisia tabaci in the United States. A review of interagency research and implementation*. Springer Science.
- Hilje, L.A. y Morales, F.J. 2008. Whitefly bioecology and management in Latin American. p. 4250 - 4260. En: Capinera, J.L. (ed.). *Encyclopedia of entomology*. 2a. ed., Springer Netherlands.
- Hill, B. G. 1969. A morphological comparison between two species of whitefly *Trialetrodes vaporariorum* (West.) and *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae) which occur on tobacco in the transvaal. *Phitophilactica*, 1: 127-143.
- Hodges, G.S. y Evans, G.A. 2005. An identification guide to the whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) of the southeastern United States. *Florida Entomologist*, 88: 518-34.
- Holguín-Peña, R.J., Hernández-Montiel, L.G. y Latisnere-Barragan, H. 2010. Identificación y distribución geográfica de *Bemisia tabaci* Gennadius y su relación con enfermedades begomovirales en tomate de Baja California, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 28: 58-60.
- Homam, H.B., Soliman, M.H.A. y Mohamed, M.A. 2009. Washing the insecticides due to natural events or mechanical reason after application and its efficiency against immature stages of *Bemisia tabaci* (Genn.) and on associated parasitoids. *Egypt. Acad. J. biolog. Sci.*, 1: 73-87.
- Horowitz, R., Denholm, I. y Morin, S. 2007. Resistance to insecticides in the TYLCV, vector *Bemisia tabaci*. p.305-325. En: H. Czosnek (ed.). *Tomato yellow curl virus disease*. Springer.

- IRAC (Insecticide Resistance Action Committee). 2012a. Resistance definition. (en línea) disponible en <http://www.irac-online.org/about/resistance>. (Consultado en mayo 16, 2012).
- IRAC (Insecticide Resistance Action Committee). 2012b. IRAC MoA classification, version 7.2. 23p. (en línea) disponible en <http://www.irac-online.org>. (Consultado en marzo 10, 2013).
- Jones, D.R. 2003. Plant viruses transmitted by whiteflies. *European journal of plant pathology*, 109: 195-219
- Lagunes-Tejeda, A., Rodríguez-Maciél, J.C. y De Loera-Boracio, J.C. 2009. Susceptibilidad a insecticidas en poblaciones de artrópodos de México. *Agrociencia*, 43: 173-196.
- LeOra software. 2012. Probit en logist analysis. Polo Plus, ver 2.0
- Manzano-Martínez, M.R., Mosos-Martínez, W.A. y Vélez-Mera, C.A. 2009. Estadísticos vitales de *B. tabaci* biotipo B en frijol e interacción con el parasitoide *Amitus fuscipennis*. *Acta agronómica*, 58: 251-259.
- Martin, J.H. 2005. Whiteflies of Belize (Hemiptera: Aleyrodidae) part 2 a review of the subfamily Aleyrodinae Westwood. *Zootaxa*. 1098: 1- 116.
- Martínez -Carrillo, J.L. y Brown, J.K. 2007. First report of the Q biotype of *Bemisia tabaci* in southern Sonora, Mexico. *Phytoparasitica*, 35: 282 - 284.
- Morales, F.J., Rivera-Bustamante, R., Salinas, R., Torres, I., Díaz, R., Avilés, R., y Ramírez, G., 2005. México, capítulo 3.2. p. 177-178. En: Anderson, P.; Morales, F. (eds.). Whitefly and whitefly-borne viruses in the tropics: building a knowledge base for global action. Centro Internacional de Agricultura Tropical CIAT. Cali. Colombia. 351 p.
- Morales, F. J. 2009. Distribution and dissemination of begomoviruses in Latin America and the Caribbean. p. 283-318. En: Philip A. Stansly and Steven E. Naranjo (eds.). *Bemisia: bionomics and management of a global pest*.
- Morales, F.J. 2011. The whitefly, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) interaction with geminivirus infected host plants. p. 15-49. En: Winston M. O. Thomson (ed.). *Bemisia tabaci* host plants and geminiviruses.

- Naranjo, S.E. 2007. Survival and movement of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) crawlers on cotton. *Southern Entomologist*, 32: 17-23.
- Nauen, R. y Denholm, I. 2005. Resistancia of insect pests to neonicotinoid insecticides: current status and future prospects. *Arch. Insect. Biochem. Physiol.* 58: 200-215.
- Nava-Camberos, U. y Cano-Ríos, P. 2000. Umbral económico para la mosquita blanca de la hoja plateada en melón en la Comarca Lagunera, México. *Agrociencia*, 34: 227-234.
- Oliveira, M.R.V., Henneberry, T.J. y Anderson, P. 2001. History, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. *Crop protection*, 20: 709-723.
- Ortega, A.L.D. 1992. Mosquitas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) vectores de virus en hortalizas. p. 20-40. En: Colegio de Postgraduados / SARH. (eds.). Manejo fitosanitario de las hortalizas en México. México.
- Ortega, A.L.D., Lagunes, T. A., Rodríguez, M. J. C., Rodríguez, H. C., Alatorre, R. Raquel y Bárcenas, O. M. N. 1998. Susceptibilidad a insecticidas en adultos de mosquita blanca *Trialeurodes vaporariorum* (West.) (Homoptera: Aleyrodidae) de Tepoztlán, Morelos, México. *Agrociencia*, 32: 248-254.
- Ortega, A.L.D. 2008a. Bioecología de las moscas blancas. p. 1-6. En: Postgraduados, C. D. (ed.). Moscas blancas: Temas selectos sobre su manejo. 1a. Edición ed. México, D. F., Mundi Prensa México S. A. de C. V.
- Ortega, A.L.D. 2008b. Arvenses y su interacción con las moscas blancas. p. 19-34. En: Postgraduados, C. D. (ed.). Moscas blancas: Temas selectos sobre su manejo. 1a. ed. México, D. F. Mundi Prensa México, S. A. de C. V.
- Ortega-Sánchez, S. 2004. Evaluación de la resistencia de mosquita blanca a cuatro insecticidas, en tres regiones hortícolas de Nayarit. Tesis de Maestría. Unidad Académica de Agricultura, Universidad Autónoma de Nayarit.
- Ortiz, C.M., Medina, T.R., Valdivia, B.R., Ortiz, C.A., Alvarado, C.S. y Rodríguez, B.J.R. 2010. Mosquitas blancas, plaga primaria de hortalizas en Nayarit. *Revista Fuente*, 5:31-40.



- Palumbo, J., Horowitz, A. y Prabhaker, N. 2001. Insecticidal control and resistance management for *Bemisia tabaci*. *Crop Protection* 20 (9): 739-765.
- Polston, J.E. y Sherwood, T. 2003. Pymetrozine interferences with transmission of tomato yellow leaf curl virus by the whitefly *Bemisia tabaci*. *Phytoparasitica*, 31: 490-498.
- Prabhaker, N. y Toscano, N. C. 2008. Spiromesifen: a new pest management tool for whitefly management. Fourth International *Bemisia* Workshop International Whitefly Genomics Workshop. 53pp. *Journal of Insect Science* 8:4, available online: [insectscience.org/8.04](http://insectscience.org/8.04).
- Qiong, R., Yong-hua, J., Chen, L., Hong-yu, Z., Jones, C.M., Devine, G.J., Gorman, K. y Denholm, I. 2012. Characterisation of neonicotinoid and pymetrozine resistance in strains of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) from China. *Journal of Integrative Agriculture*, 11(2): 321-326.
- Regev, U. 2002. Pest resistance in agriculture: An economic perspective. p. 51-69. En: Timothy Swanson (ed.). *The economics of managing biotechnologies*. Kluwer academic publishers. Netherlands.
- Riley, D.G. y Tan, W. 2003. Host plant effects on resistance to bifenthrin in silverleaf whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). *Journal of economic entomology* 94: 1315-1321.
- Roditakis, E., Roditakis, N.E. y Tsagkarakou, A. 2005. Insecticide resistance in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) populations from Crete. *Pest management science*, 61: 577-582.
- Rodríguez, I., Morales, E., Bueno, J.M. y Cardona, C. 2005. El biotipo b de *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) adquiere mayor importancia en el Valle del Cauca. *Revista Colombiana de Entomología*, 31: 21-28.
- Rodríguez-Maciel, J.C. y Silva Aguayo, G. 2003. Manejo de la resistencia a los insecticidas. p. 261-289. En: G. Silva Aguayo y R. Hepp Gallo (eds.). *Bases para el manejo racional de insecticidas*. Chillán, Chile.
- Rodríguez-Maciel, J.C., Silva-Aguayo, G. y Guzmán, P. 2009. El bioensayo con plaguicidas en artrópodos. p. 129-158. En: Bautista-Martínez, N., Soto-Rojas, L. y Pérez-Pacheco, R. *Tópicos selectos de estadística aplicados a la*

fitosanidad. Colegio de Postgraduados- IPN CIIDIR –OAXACA. Estado de México.

- Santillán-Ortega, C., Rodríguez-Maciel, J.C., López-Collados, J., Díaz-Gómez, O., Lagunes-Tejeda, A. y Martínez-Carrillo, J.L. 2011. Susceptibilidad base a bifentrina en poblaciones mexicanas de mosquita blanca *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) y *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Agro-Ciencia, Rev. Chil. de Cs. Agropec.* 27: 49-54.
- Servín-Villegas, R., García-Hernández, J.L., Murillo-Amador, B., Tejas A. y Martínez-Carrillo J.L. 2006. Estability of insecticide resistance of silverleaf whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) in the absence of selection pressure. *Folia Entomológica Mexicana*, 45: 27-34.
- Sethi, A. y Dilawari, V.K. 2008. Spectrum of insecticide resistance in whitefly from upland cotton in Indian subcontinent. *Journal of Entomology*, 5: 138-147.
- Silva-Aguayo, G. 2003. Resistencia a los insecticidas. p. 239-259. En: Gonzalo Silva Aguayo y Ruperto Hepp Gallo (eds.). Bases para el manejo racional de insecticidas. Chillán, Chile.
- Simmons, A. M. y Abb-Rabou, S. 2007. Survey of natural enemies of sweetpotato whitefly (Hemiptera: Aleyrodidae) en ten vegetable crops in Egypt. *J. Agric. Urban Entomol.* 24 (3): 137-145.
- Triplehorn, C.A. y Johnson, N.F. 2005. Borror and Delong's Introduction to the study of insects. Belmont, CA, Peter Marshal. p. 268-332.
- Urias-López, M.A., Murphy-Byerely, K.F., Osuna-García, J.A. y García-Berber, A. 2005. Incidencia de mosquita blanca (Hemiptera: Aleyrodidae), áfidos (Hemiptera: Aphididae) y virosis en melón de Jalisco, México. *Folia Entomológica Mexicana*, 44: 321-337.
- Van Driesche, R.G., Hoddle, M.S. y Center, T. D. 2007. Control de plagas y malezas por enemigos naturales. Traducción al español. Capítulo 2. p. 3-9. Forest Health Technology Enterprise Team, USDA. 751p.
- Whalon, M.E., Mota-Sánchez, D. y Hollingworth, R.M. 2008. Analysis of global pesticide resistance in arthropods. p. 5-31. En: M.E. Whalon, D. M.-S. A. R. M. H. (eds.). Global pesticide resistance in arthropods. CAB International.

WHO. (World Health Organization) 1957. Expert committee on insecticides, seventh report. Who technical report series No. 125. Geneva, Switzerland, World Health Organization.