

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO**

**DIVISIÓN DE AGRONOMIA
DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA**



**Efecto de 4 Tipos de Suelos en la Residualidad de
Imidacloprid Para el Control de *Trialeurodes
vaporarium* Wood**

Por:

Juan Carlos Sánchez Vergara

T E S I S

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México

Diciembre del 2010

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMIA
DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

**Efecto de 4 Tipos de Suelos en la Residualidad de
Imidacloprid Para el Control de *Trialeurodes
vaporarium* Wood**

Por:

Juan Carlos Sánchez Vergara

TESIS

Que somete a consideración del H. jurado examinador como
requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Aprobada Por:

Dr. Ernesto Cerna Chávez
Presidente del jurado

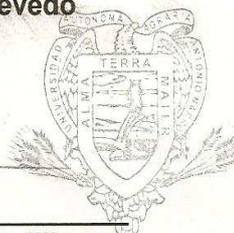
Dr. Jerónimo Landeros Flores
Sinodal

Dra. Yisa María Ochoa Fuentes
Sinodal

Luis P. Guevara

Dr. Luis Patricio Guevara Acevedo
Sinodal

Dr. Mario Ernesto Vázquez Badillo
Coordinación de la División de Agronomía



Buenavista, Saltillo, Coahuila, México

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a mi señor Jesucristo que me ayudo a tomar una de las mejores decisiones en mi vida, el estudio y me dio la fuerza de poder salir adelante y así mismo cumplir mi anhelo de ser alguien en la vida.

A Mi Alma Mater: Agradezco a mi madre tierra por brindarme el conocimiento de la agronomía, por inculcar los valores necesarios y ayudar al que lo necesite y nunca haberme dejado desamparado, por darme el calor y tranquilidad por eso te quiero mi alma terra mater.

A MIS ASESORES:

Dr. Luis Patricio Guevara Acevedo: Por tu confianza que me brindaste incondicionalmente, por la paciencia que me tuviste y los conocimientos que me brindaste pero te agradezco de corazón que me brindaras la amistad y cariño en todo momento como un hermano.

Dr. Ernesto Cerna Chávez: Por los consejos y confianza que me brindo en las buenas y las malas, por la tranquilidad y paciencia pero sin embargo le agradezco por su gran a amistad.

Dr. Jerónimo Landeros Flores: Por la oportunidad de poder trabajar con usted en algo tan valioso, por su amistad y confianza.

Dra. Yisa María Ochoa Fuentes: Por el apoyo incondicional y tiempo en la revisión de este trabajo.

A Mis Compañeros de Generación: A Paloma, Andrés, Rubén, Fernando, Florencio, Moo Moo, Alma Yaneth por brindarme su amistad y alegría en una de las mejores etapas de mi vida, por su comprensión incondicional en todo momento, por los momentos divertidos que compartimos juntos también a mis amigas de la casa del parasitólogo Hortensia, Magda y Yoseni por brindarme un lugar en sus vidas a Omegar, Pifas, Abraham, Juanito por las victorias y derrotas que pasamos juntos y a todos aquellos con quienes pase momentos agradables en mi vida.

A Mis Compañeros de Cuarto: Azael, Marcos Manuel, José Luis, Luis Alberto, Juan con quienes pase momentos de alegrías y tristezas pero sin embargo siempre estuvieron ahí para apoyarme.

DEDICATORIA

A las personas que en la adversidad han estado a mi lado en todo momento en las buenas y en las malas, a estas dos personas que a pesar de mis errores me han sabido perdonar y comprender a

Mis padres

Juana Delia Vergara Benítez

Anselmo Sánchez Zúñiga

Madre que siempre me has cuidado y aconsejado sin esperar algo a cambio, por siempre estar a mi lado por todo el trabajo y esfuerzo que ha realizado sin importar el daño que te ha provocado y lo haz realizado por solo una razón para ver a tu hijo tener éxito en esta vida es por eso que con esto te demuestro que todo lo que has hecho no es en vano ahora me toca brindarte de los frutos que con tanto trabajo a cuidado gracias por todo madre mía te amo.

Padre a pesar de tu silencio y tranquilidad me has brindado las alegrías que cualquier hijo pudiera haber anhelado el simple hecho de caminar a tu lado por todo el campo me hace el hijo más feliz y dichoso por tu fuerza que has demostrado en el transcurrir de los años tus consejos y tu alegría me hacen aún mas fuertes por eso con eso con este trabajo te agradezco por todo el amor silencioso que me has dado por ser el mejor padre por siempre cuidar de mi gracias padre te amo.

A Mis Hermanos:

Guillermo: Por darme la oportunidad de estudiar en la mejor universidad Mi Alma Mater, por saber ser el hermano mayor, por tu comprensión en los buenos y malos momentos por tu apoyo incondicional gracias hermano.

Erubiel: Por tu apoyo incondicional en todo momento, por comprenderme en los peores momentos por toda la alegría que me has brindado en toda mi vida y por dar vida a tus tres hermosos hijos que me llenan de alegría a Erubielito, Delia Adalit y Emiliano que están en un lugar muy especial en mi corazón gracias por todo hermano.

Ignacio Immer: Por brindarme una de las mejores etapas de mi vida que fue nuestra niñez con quien compartí grandes aventuras en nuestra vida te quiero y te extraño hermano.

Argenis: Por compartir gran parte de tu vida conmigo, por estar ahí cuando más te necesito por ayudarme a seguir en un buen camino por ser alguien que comparte mis victorias y derrotas de mi vida.

Lisandro: Con quien aprendí hacer el hermano mayor y brindarme un lugar en su vida por su cariño y comprensión por enseñarme por quien luchar gracias hermanito.

INDICÉ DE CONTENIDO

Pág.

INDICE DE CONTENIDO.....	I
INDICE DE CUADROS.....	III
INDICE DE FIGURAS.....	IV
INTRODUCCION.....	1
REVISION DE LITERATURA.....	4
Importancia Económica del Cultivo.....	4
Principales Zonas Productoras.....	6
Exportaciones.....	7
Problemas Fitosanitarias.....	8
Enfermedades.....	8
Plagas.....	9
Ubicación Taxonómica.....	11
Descripción Morfológica.....	12
Huevecillo.....	12
Estado Ninfal.....	12
Adulto.....	13
Biología.....	14
Hospederos.....	15
Perdidas.....	15
Estrategias de Control.....	16
Control Biológico.....	16
Control Legal.....	17

Control Cultural.....	18
Control Químico.....	19
Estructuras.....	21
MATERIALES Y MÉTODOS.....	23
Determinación de la Textura (Suelo):.....	23
Establecimiento del Cultivo.....	24
Infestación del Cultivo.....	25
Muestreos.....	25
Análisis Estadísticos.....	26
RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	27
CONCLUSIONES.....	33
LITERATURA CITADA.....	34
ANEXOS.....	39

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Pag
1	Análisis de suelo por tratamiento para determinar textura de suelo.....	27
2	Análisis de varianza de muestreo de la mortalidad de pupas de mosca blanca (<i>Trialeurodes vaporariorum</i> Woods) en plantas de chile variedad XXX	28
3	Promedio de mortalidad de pupas de mosca blanca (<i>Trialeurodes vaporariorum</i> Woods) en plantas de chile variedad XXX.....	29
4	Prueba de medias del promedio de ninfas de mosquita blanca por fecha de muestreo para los factores A y B.....	30

ÍNDICE DE FIGURAS

Figuras		Pág.
1	Estructura Química Imidacloprid.....	21
2	Porcentaje de mortalidad de ninfas de mosquita blanca a través de los diferentes muestreos en plantas de chile plantas en 4 tipos de suelo.....	31

INTRODUCCIÓN

El chile (*Capsicum annuum L.*) es una planta originaria de América teniendo su origen en Mesoamérica y se le considera específicamente como centro primario al sur de México y Guatemala (Heiser, citado por Simmonds, 1979; Long, 1986). En México, el cultivo se encuentra distribuido casi en todas las regiones del país, esto debido a la gran diversidad genética que existe, la cual es mayor que en cualquier otro país.

En el 2009 México es el primer exportador de chile verde a nivel mundial y el sexto de chile seco; siendo Estados Unidos, Japón, Canadá, Reino Unido y Alemania el destino final del producto. Además de un producto con presencia mundial, éste es un cultivo originario de nuestro país y parte simbólica del imaginario culinario y cultural. (SIAP 2009)

En 2009 destacaron Chihuahua, Sinaloa y Zacatecas como principales productores del cultivo con más la mitad del volumen nacional en su conjunto. Cabe mencionar que el orden de importancia se modifica al comparar los rendimientos de estos tres estados. En el caso de Sinaloa, un estado con alto

grado de tecnificación, se registró una cosecha de 40 toneladas por hectárea, en Chihuahua, 20 toneladas por hectárea, mientras Zacatecas, el de mayor superficie sembrada reportó 7 toneladas por hectárea. (SIAP 2009)

La superficie cosechada registra presento una disminución en la tasa media anual de crecimiento del -0.4% en el periodo de 2000-2009. Pasó de 145 mil 674 hectáreas en el 2000 a 140 mil 424 hectáreas en 2009. (SIAP 2009)

Uno de los factores que hacen que la producción disminuya lo constituye la mosquita blanca, esto debido a las condiciones climáticas y a los cultivos existentes como un factor que ha ido favoreciendo el incremento poblacional afectando al cultivo de manera directa al succionar la savia de las plantas y por la trasmisión de enfermedades virusas (Ortega *et al.*, 1992 y Guzmán, 1994).

El rendimiento se ve afectado por diferentes factores, entre otros, por el ataque de enfermedades y plagas donde el productor se ve obligado a realizar numerosas aplicaciones de productos químicos. (Hernández, 1991)

Entre los productos químicos que más destaca en el control de mosquita blanca en Chile es el imidacloprid, que se caracteriza por tener un modo de acción sistémica y de contacto, amplio espectro de acción y posibilidad de ser absorbido tanto por follaje como por raíces. Además, posee un mecanismo de acción que interfiere con el receptor nicotínico de la acetilcolina y posee un

efecto residual de varias semanas y una baja toxicidad para mamíferos (SIAP, 2001).

El potencial de lixiviación de imidacloprid en los suelos está estrechamente relacionado con el grado de afinidad con la materia orgánica presente en el suelo, los tipos de arcillas presentes y las características hidráulicas del mismo (Chapell *et al.*, 2005; Capri, 2000; Granada *et al.*, 1998).

Los factores que afectan al flujo de plaguicidas en la zona no saturada son el contenido en arcillas, materia orgánica, textura, estructura y porosidad, grado de humedad, así como la temperatura y pH (Eweis *et al.*, 1999), factores que están incluidos en el Coeficiente de Retardo.

En base a la problemática descrita para esta investigación se tuvo como objetivo; evaluar la efectividad biológica de imidacloprid en diferentes tipos de suelo para el control de ninfas de mosquita blanca *Trialeurodes vaporariorum* W .en chile (*Capsicum annuum* L.)

Palabras claves: Persistencia, *Trialeurodes vaporariorum*, imidacloprid, chile, tipo de suelo.

REVISIÓN DE LITERATURA

Importancia económica del cultivo

El chile es originario de México, Centro y Sudamérica, el nombre viene del náhuatl, chilli y se aplica a numerosas variedades. Después del maíz, el chile es el producto agrícola más representativo de México; además de ser uno de los condimentos más usados en la preparación de alimentos mexicanos. En México se cultivan 147.6 mil has de chiles, con una producción de cerca de 2.24 millones de toneladas de producto fresco con una superficie sembrada de 158,765 has.(SIAP 2007)

La producción aunque ha presentado también algunas fluctuaciones, ha mantenido una tendencia positiva pasando de 25,118.60 ton producidas en el 2004 a 1,537.009 ton en el 2007 la producción nacional de esta hortaliza se incremento a una tasa media anual del 8.5%. Este importante ritmo de crecimiento ha sido ocasionado tanto por la incorporación de nuevas tierras al

cultivo, como al incremento de los rendimientos por unidad de superficie cuya tasa de incremento ha sido 11.95 ton/ha en el 2000 a 13.24 ton/ha en el 2005. (SIAP 2007).

En total la Agroindustria del Chile acumuló ventas durante el 2007 por \$4,444.7 millones de pesos y participa con el 8.7% de las ventas de productos alimenticios en Conserva. Este sector contiene cinco tipos de chiles en conserva: Serrano, Jalapeño, Chipotle, Morrón y Otros entre los cuales se ubican el Güero, Largo, Poblano, etc. (SIAP 2007).

Los chiles Jalapeños son los más vendidos y representan el 77% del sector con un monto anual de \$3,404.3 millones de pesos. El volumen de exportación del chile enlatado es de 100,660 toneladas de las cuales 93,983 toneladas tiene como destino los Estados Unidos de América. En un segundo nivel de participación se ubica chile Chipotle con \$827.2 millones de pesos vendidos teniendo un peso del 19%.(SIAP 2007).

El volumen total de cajas movilizadas por este sector durante el 2007 fue de 33.5 millones, 3% más que el año pasado y en total se comercializaron 348.3 mil toneladas, reportando un incremento del 1.5%(SIAP 2007).

Principales zonas productoras

El chile verde, en sus diversas variedades, se cultivan en todos los estados del país; la mayor parte de la superficie cultivada corresponde a zonas de riego, excepto una pequeña superficie en los estados de Veracruz y Oaxaca en donde se cultiva en condiciones de temporal y humedad residual. (SIAP 2007).

Tradicionalmente el estado de Sinaloa se ha caracterizado por ser el principal productor de chile verde seguido por Chihuahua, Zacatecas, San Luis Potosí y Tamaulipas. Sin embargo, durante el 2007 Chihuahua presentó un crecimiento notable al aportar poco más del 23% de la producción nacional con poco menos del 10% del total de la superficie cosechada a nivel nacional, debido a que sus rendimientos fueron 150% superiores a la media nacional (SIAP 2007).

Durante el 2007 el principal productor de jalapeño fue Chihuahua con 310,413 ton con un 43.6% de producción a nivel nacional y una superficie de 12,468 ha. Siguió en orden de importancia Sinaloa con 132,282 ton con un 18.6% de producción a nivel nacional y una superficie de 3,809 ha. Le siguen en orden de producción Michoacán, Jalisco y Tamaulipas con una producción de 50,000 a 80,000 ton ocupando el 11% de producción a nivel nacional. (SIAP 2007).

Otras de las producciones importantes es la variedad de serrano siendo Sinaloa uno de los productores principales a nivel nacional con una producción de 144,812 ton ocupando el 45.8% de la producción en general y una superficie sembrada de 2,751 ha, a nivel nacional el jalapeño abarca el 36.2% de producción de chile fresco el serrano el 15.7% y otras variedades el 48.2% como lo son el chipotle, poblano y morrón. (SIAP 2007)

Exportaciones

En el periodo de junio del 2007 y el periodo de agosto de 2007 se observa un incremento en las exportaciones de chile fresco a USA de 18.6% equivalente a 267,400 ton. Existen 4 puntos principales de ingreso de chile fresco a los estados Unidos: Reynosa con un porcentaje de exportación de 28.4% de producción, Cd. Juárez con 25%, Nogales 23.8% y Tijuana 22.1%.(SIAP 2007)

De las 2,249 miles de toneladas de chile fresco producidas en el país, el 14% se exporta a los estados Unidos de América, de ese 14%, que significa 314.1 mil toneladas siendo variedades de jalapeños y serranos representan 12 mil toneladas, el 4.3% de las exportaciones de chile fresco a Estados Unidos. (SIAP 2007)

México presentó un incremento en la producción de chiles del 7.2% en referencia al ciclo anterior. Las exportaciones de chiles frescos hacia Estados Unidos de América, se incrementaron en un 18.6% pasaron de 225.5 a 267.4 miles toneladas. La industrialización o procesamiento de chiles Jalapeño y Serrano es de 311.6 miles de toneladas de producto fresco. (SIAP 2007)

El volumen de exportación del chile enlatado es de 100,660 toneladas de las cuales 93,983 toneladas tiene como destino los Estados Unidos de América, En suma, se exportan alrededor de 105,303 toneladas de chiles de la variedad Jalapeño y serrano hacia los Estados Unidos de América, de los cuales el 90% se envía procesado (envasado) y el 10% restante se envía en fresco. Las exportaciones de chile fresco y procesado de las variedades Jalapeño y Serrano hacia los Estados Unidos de América corresponden al 10% de la producción nacional de estos cultivos. (SIAP 2007)

Problemas fitosanitarios

Enfermedades

Marchites del chile, *Phytophthora capsici*, L. El agente causal de la marchites del chile *P. capsici*, fue descubierto y descrito por Leonian, el patógeno se encuentra afectando el tallo, follaje y frutos de chile y algunos

otros cultivos como el tomate. *P. capsici* causa daños severos en cualquier estado de desarrollo de la planta, el daño principal se encuentra en la base del tallo, donde se observa una marcada necrosis, el tallo se debilita y posteriormente se seca rápidamente (Garza, 1982 Messiaen, 1985; Serrano, 1968).

Antracnosis del chile, *Colletotrichum capsici*. La antracnosis es una enfermedad del follaje, tallos y frutos, aparecen manchas de color oscuro o lesiones ligeramente hundidas que poseen un contorno ligeramente saliente. Con frecuencia produce la caída de los frutos y pudrición. Los daños son mayores durante la cosecha y el transporte o en los frutos dañados por otras causas (Agrios, 1990)

Plagas

Picudo o barrenillo del chile *Anthonomus eugenii* C. Esta plaga es de origen mexicano y es la más generalizada a nivel nacional, se encuentra presente durante toda la etapa de producción del cultivo, principalmente en la región de Veracruz, Yucatán y Nayarit, incrementando el costo del cultivo, ya que se realizan varias aplicaciones de pesticidas para su control; en las regiones de clima templado como la mesa central, el bajío, zacatecas,

Durango, San Luis Potosí y chihuahua el problema comienza a persistir (SARH-INIA1983)

El adulto hace un pequeño orificio por donde abandona el fruto, debido a esto su nombre de barrenillo. La presencia de esta plaga se nota por los orificios y marcas de piquetes que dejan en los chiles, los botones florales y frutos tiernos se desprenden de la planta eliminando en parte su producción potencial, completa su ciclo biológico en los frutos que permanecen adheridos a la planta y en los que caen al suelo (Acosta y Delgadillo, 1989)

Minador de la hoja *Liriomyza munda* L. El minador de la hoja es una de las limitantes de la producción de los cultivos hortícolas en la región sur de Tamaulipas, principalmente en chile serrano donde causa el 100% de defoliaciones cuando no hay un control efectivo (Avila, 1989)

Las larvas atacan al follaje, formando galerías extensas en forma irregular alimentándose de tejidos. Cuando el ataque es severo, reduce el área foliar y por consecuencia detiene el desarrollo normal de la planta, al reducir el área foliar, provoca que los frutos queden expuestos a los rayos solares ocasionando quemaduras que impiden su comercialización (Metcalf, 1982; Pacheco, 1985).

Mosquita blanca *Trialeurodes vaporariorum* M. Mound (1978). Considera que Pakistán, es el centro de origen de *Trialeurodes vaporarium* W. (Gennadius) e Irak o Pakistán de *Bemisia argentifolli* (Bellows y Perrings, 1994), se reporto por primera vez en América en 1986, e introducida probablemente en Estados unidos de Norteamérica.

Ubicación Taxonómica

La mosquita blanca (*Trialeurodes vaporariorum.*) se ubica taxonómicamente según Charles A. (Borror) *et al.* (2005):

Reino Animal

Phyllum Arthropoda

Clase Insecta

Orden Hemiptera

Suborden Sternorrhyncha

Familia Aleyrodidae

Genero *Trialeurodes*

Especie *vaporariorum*

Descripción Morfológica

La mosquita blanca son insectos chupadores que se localizan en el envés de las hojas de las plantas hospederas. Ortega (1992). Estos insectos tienen un tipo de metamorfosis ligeramente diferente a los otros homópteros, ya que la ninfa del primer instar es activa (se mueve), por lo que usualmente se le llama "larva"; pero los tres instares subsecuentes son sésiles semejjando "escamas", el ultimo estadio ninfal es quiescente y normalmente se le denomina "pupa". Así mismo, las alas se le desarrollan internamente como en la metamorfosis completa.

Huevecillo. Se localiza en el envés de la hoja en posición vertical, tienen forma de huso, con el polo anterior más agudo que el posterior, y llevan en esta parte un pedicelo corto de aproximadamente 300 μm cuando están recién ovopositados son verdes pálido, después adquieren una coloración castaño oscuro; miden de un promedio de 0.211 mm de largo por 0.096 mm de ancho y presentan el corion completamente liso y brillante (Hernández, 1991).

Estado ninfal. Primer estado ninfal. Es móvil hasta antes de insertar el estilete en un lugar definido, tiene patas funcionales de 3 a 5 artejos y antenas de 2 a 3 segmentos de forma oval, aplanada, semitransparente, dorsalmente se observa que el cuerpo es más ancho en la parte anterior, después que se

fija empieza su alimentación, produce un polvo blanco ceroso. Mide 0.267mm de largo por 0.144mm de ancho (Gill, 1990).

Segundo y tercer estado ninfal. Son similares en forma general y en la coloración de la pupa, excepto en el tamaño son de 0.218mm de largo por 0.295mm de ancho; la forma es oval o también de forma circular (Gómez, 1997).

Cuarto estado ninfal. Se le domina pupa porque durante este periodo no se alimenta y se ha completado el proceso de apólisis, la identificación de las mosquitas blancas es en este estadio fundamentalmente por la necesidad de conocer muy detalladamente la estructura morfológica, las pupas pueden ser ovales, circulares, oval alargadas pero también depende del tamaño puede variar de 0.5 a 1.75mm de longitud. El color varía de transparentes, hasta negros, pasando por tonos amarillos también pueden ser opacos o brillantes. El dorso de la pupa puede tener un perfil convexo, elevado o expandido lateralmente con poros sub marginales productores de cera, el margen tiene setas cortas o largas o bien carece de ellas, las antenas son rectas o en forma de gancho, el abdomen contiene el orificio baciforme, al opérculo que tiene una posición dorsal al final del abdomen (Gill, 1990).

Adulto. Tiene alas de color blanco, mientras que los apéndices del cuerpo tienen un tinte amarillento, mide de un promedio de 2 a 4mm de largo.,

la cabeza es triangular vista frontalmente y redondeada en vista lateral, aparato, picador chupador, las patas tienen tarsos de dos artejos y antenas de siete. La diferencia principal entre el macho y la hembra estriba en que el primero posee apéndices notables en el extremo posterior del abdomen; en cambio la hembra, estos apéndices son menos prominentes (Hernández, 1991).

Biología

Nava (1996) cito que al emerger el primer estar ninfal y quedar libre el corion, se mueve por un tiempo variable antes de insertar su estilete en un lugar definitivo para después volverse sésil y alimentarse por 4 días antes de mudar por primera vez; posteriormente pasa por dos instares ninfales mas en 5.27 días, para enseguida llegar al cuarto estadio o pupa el cual dura de 8.87 días al final emerge el adulto.

Todo estadio ninfal los (4 instares) se lleva a cabo en 232.5 UC y todo el ciclo completo en 292.4 UC (20 a 21 días) a 312 UC (23.07 días), la fecundación media de 117 huevecillos por hembra, ovipositado 6.7 a 13.5 huevecillos diarios por hembra (Nava 1996).

Hospederos

Se han reportado 96 especies de leguminosas, 56 de compuestas, 36 de malváceas, 33 de solanáceas, 20 de convolvuláceas, 17 cucurbitáceas y 35 euforbiáceas que son atacada por *Trialeurodes vaporariorum*

Perdidas

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

Otro caso relevante sobre el brote de mosquita blanca lo constituye la zona hortícola de Yucatán, ya que el ciclo agrícola 1990 se siniestraron cerca de 200 ha de tomate, otro cultivo fuertemente afectado por mosca blanca fue

chile habanero y aguacate. En este último se señala que en el ciclo primavera verano de 1989 se tuvieron pérdidas en 293 ha (Martinez, 1993).

Otro cultivo que ha sido afectado severamente por la mosquita blanca es el chile, cuya producción y calidad se ha visto drásticamente afectada, tal como ocurrió en Sinaloa donde en el ciclo de 1993-92 solo se obtuvo 5% de producción de calidad. Una situación similar se ha vivido en Chihuahua y Jalisco donde se han rastreado lotes completos (SIAP 1994).

Estrategias de Control

Control Biológico

A *Trialeurodes vaporariorum* M. Se le conocen depredadores como:

- *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae)
- *Coleomegilla maculata* (De Geer) (Coleoptera: Coccinelidae) y
- *Delphastus catalinae* (Horn) (Coleoptera: Coccinelidae).

Los dos primeros son generalistas, mientras que las larvas y adultos de ultimo consumen exclusivamente ninfas de *Argentifoli* (Gerling *et al.*, 2001).

No obstante, los principales enemigos naturales se encuentran en los parasitoides pertenecientes a las familias Aphelinidae los cuales son;

Encarsia spp. *Eretmocerus spp.* Y *Platygastridae*; *Amitus spp.*

Además se ha encontrado hongos entomopatógenos, del grupo de los deuteromycetos, como:

- *Aschersonia aleyrodis* (Webber),
- *Verticillium lecanii* (Zimmermann),
- *Paecilomyces fumosoroseus* (Wize),
- *Beauveria bassiana* (Bals) y
- *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff)

Todos ellos ejerciendo un tipo de control natural (Faria y Wraight, 2001)

Control legal

Dado que la mosquita blanca es de alto riesgo para la olericultura y floricultura se estableció el plan de emergencia contra la mosquita blanca, con fundamentos en los artículos 9, 12 y 18 de la ley Federal de Sanidad Vegetal de los Estados Unidos de Mexicanos, que administra la dirección de Sanidad Vegetal de SAGARPA, que emite la norma NOM-020-FITO-1995. Que establece la campaña contra la mosquita blanca, como el fin de evitar la dispersión de esta plaga, para regular la movilización de productos vegetales,

que contempla la Norma Oficial Mexicana, establecido como requisito previo a la movilización de productos que representa riesgo de diseminación de la plaga, el certificado fitosanitario para la movilización nacional (DGSV, 2004).

Control cultural

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

La fecha de siembra es, la principal estrategia dentro del manejo de la plaga impacta la curva de crecimiento mediante fechas tempranas de siembra: lo anterior, con el fin de que no coincida la fase exponencial de la plaga con susceptibilidad del cultivo (Metcalf y Lukmann, 1994).

El control de malezas, es importante, dentro y fuera de los cultivos, para eliminar reservorios de plagas, por lo tanto disminuir focos de infestación que puede afectar en la fenología del cultivo (Kingman, 1980).

El uso de trampas pegajosas y barreras vegetales, son importantes; para el primer caso son utilizadas principalmente para el muestreo, se trata de tarjetas de color amarillo con pegamento agrícola, que atraen a la mosquita blanca donde se posa y queda adherida. En cuanto las barreras vegetales, consiste en sembrar plantas de mayor tamaño alrededor del cultivo, de manera perpendicular a la dirección del viento, se recomienda sembrar un surco de barrera por cada 12 surcos de cultivo (Castaños, 1993)

Control químico

El control químico es el empleo de sustancias químicas sintéticas y/o naturales para el control de mosquita blanca, se ha considerado el más efectivo para mantener las poblaciones a niveles no perjudiciales. Desafortunadamente cada día se van perdiendo productos capaces de hacer buen control (Cremllyn, 1982).

Alguna de las principales ventajas del uso de productos químicos para el control de plagas es su rápida eficacia para el control, fácil aplicación, amplia disponibilidad, buena rentabilidad uno de los principales productos que se han utilizado y han tenido buena eficiencia como lo son los productos a base de imidacloprid que es un insecticida que presenta baja movilidad en el suelo debido al potencial de lixiviación en los suelos está estrechamente relacionado con el grado de afinidad con la materia orgánica presente en el suelo, los tipos de arcillas presentes y las características hidráulicas del mismo es por eso que es retenido principalmente en las capas superficiales debido a que es un producto de fácil absorción es por eso que se puede encontrar por un largo periodo en el suelo sobre todo después de repetidas aplicaciones. (Ndongo *et al.*, 2000; Capri, 2000; Granada *et al.*, 1998).

Las plagas que controla mediante aplicación foliar son: *Trialeurodes vaporariorum* y *Bemisia Tabaci*. En aplicaciones al suelo controla *Agrotis*, *Aphis gossypii* y otras. Se utilizan también tratamientos de semilla de maíz, papa y remolacha. Pertenece al grupo químico cloronicotinilos. Ingrediente activo es: 1-(6-cloro-3-piridin-3-ilmetil)-N-nitroimidazolidin-2-ilidenamina. Es un sólido cristalino, de color incoloro amarillento. Su formula empírica es: $C_9H_{10}ClN_5O_2$ (DEAQ, 2004).

Estructura.

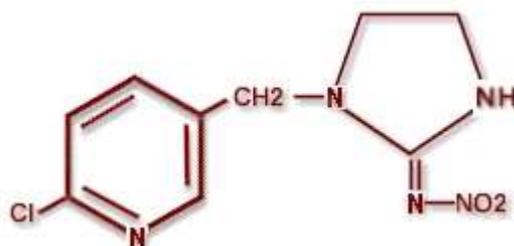


Figura 1. Estructura Química Imidacloprid

Imidacloprid es un insecticida que actúa como agonístico interfiriendo con el receptor nicotínico de la acetilcolina (RnAC), Imidacloprid tiene una gran afinidad con los receptores nicotinérgicos de la acetilcolina en los receptores postsinápticos de la región nerviosa central interfiriendo en la transmisión química de señales (Liñan, 1997)

Imidacloprid es sistémico con actividad por contacto e ingestión, es absorbido por la planta ya sea vía radical o foliar, es de movimiento acropetal de la raíz hacia arriba pero sin embargo puede penetrar por las aperturas naturales de la planta pero las moléculas de imidacloprid ya no tienen movimiento alguno.

El imidacloprid está sujeto a diversos procesos en el suelo, tales como volatilización, lixiviación, degradación a distintos metabolitos y la formación de uniones con los componentes del suelo. El potencial de lixiviación de un insecticida se reduce si es retenido por las partículas del suelo debido a la adsorción. Según Celis y Koskinen (1999) la adsorción es el proceso que más influye en el destino del plaguicida en el suelo. Las características del suelo que más afectan la adsorción son el contenido de arcilla y de carbono orgánico,

pudiendo quedar las moléculas de imidacloprid atrapadas en las partículas del suelo, reduciendo su liberación y su biodegradación, tal como lo afirman Xue y Selim (1995).

Distintos estudios indican que la adsorción de imidacloprid aumenta con el incremento de C orgánico en el suelo (Rouchaud *et al.*, 1996; Cox *et al.*, 1997; 1998a; Gonzalez Pradas *et al.*, 1999), dada la importancia que tiene la materia orgánica en las uniones químicas del suelo. Esto hace que quede más tiempo retenido, afectando, por lo tanto, por más tiempo a la biota. En este caso, los procesos de adsorción del imidacloprid, si es que se produjeron, no fueron muy relevantes, o su liberación se produjo rápidamente, ya que no se observaron diferencias significativas entre los resultados finales de los suelos bajo tratamiento y el testigo.

MATERIALES Y MÉTODOS

La fase experimental del presente estudio se realizó bajo condiciones de invernadero, utilizando como material biológico plantas de chile (*Capsicum annuum L.*). El trabajo se estableció en el invernadero de Parasitología Agrícola de la UAAAN, en Saltillo, Coahuila. Durante el año 2009; el cual tiene como objetivo evaluar la residualidad de imidacloprid en 4 tipos de suelo.

Determinación de la textura (Suelo):

Se realizó un análisis a los 4 tipos de suelo con el método DEL HIDROMETRO DE BOUYOUCOS, el cual consiste en pesar 40 g de cada tipo de suelo seco y tamizado a 2 mm posteriormente se colocó la muestra en el vaso de dispersión de la batidora con 50 mL de solución dispersante y se agitó el vaso manualmente, después se completó con agua hasta el 50% del volumen del vaso enseguida se agitó en la batidora alrededor de 5 min y se transfirió la suspensión a la probeta aforando con agua hasta un litro posteriormente se preparó un testigo para verificar la corrección por temperatura, con 50 mL de la solución dispersante, aforando a 1 L de agua, posteriormente se agitó con una varilla especial durante un minuto tomando el

tiempo de inicio que se ocupa como tiempo cero y se deja en reposo 40 seg. Se registro la primera lectura a los 40 seg. Y la temperatura inicial se dejo transcurrir 2 h y se volvió a tomar la lectura de temperatura final (Palmer y Trech. 1979).

Establecimiento del cultivo

El material vegetativo utilizado en este estudio fue chile variedad hechicero, la que se sembró en charola de germinación con 120 cavidades y como medio de sustrato Peat Most, las que fueron colocadas en una cámara climática a una temperatura de 28°C para su germinación, posteriormente a ello se trasladaron a el invernadero del Departamento de Parasitología, con riegos cada tercer día y fertilizadas con 20 g de 17-17-17. Se construyo una jaula de 7mx4mx2m para evitar la entrada de plagas no deseadas y se desinfecto con 20 mL de Curacron en 10 L de agua.

El trasplante se realizo a los 35 días de la siembra, para ello se aplico 30 g de 17-17-17 en cada una de las macetas, posteriormente del trasplante se le aplico a cada una de las bolsas 250 mL de una mezcla de 20 g de Raiz-Siner y 20 g de Manzeb en 15 L de agua.

Infestación del cultivo

A los 4 días posteriores al trasplante se realizó la infestación con mosquita blanca (*Trialeurodes vaporariorum* Woods), lo cual consistió en colocar hojas de cultivo de chile altamente infestadas de mosquita blanca en las plantas trasplantadas. Se realizaron fertilizaciones cada 7 días después del trasplante para ello se aplicó 45 g de 17-17-17.

Muestreos

A los 40 días de trasplante se realizó un pre conteo de pupas de mosquita blanca que consistió en cortar 3 hojas de chile por unidad experimental, se trasladaron en bolsas de papel al Laboratorio de Toxicología del Departamento de Parasitología y con ayuda de un estereoscopio se realizó el conteo de cada una de las hojas.

Al día siguiente del pre conteo se realizó la aplicación de imidacloprid (Picudo, aplicando dosis baja (1.5 g en 500 mL de agua por maceta) y dosis alta (3 g en 500 mL de agua por maceta), posteriormente de la aplicación se realizaron conteos del número de pupas cada 7 días a partir del primer conteo realizado, haciendo un total de 6 conteos.

Análisis estadístico

Los resultados observados se analizaron mediante un análisis de varianza (ANOVA) con un diseño factorial A x B, donde A es el número de tratamientos y B las dosis (alta y baja) con 12 repeticiones, cuando el ANOVA presentó diferencias significativas se realizó una prueba de medias Tukey ($p > 0.05$).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Se realizo una prueba de textura para tener una mayor precisión en los resultados ya que en la molecula de imidacloprid varia mucho en la textura del suelo (cuadro 1)

Cuadro 1. Análisis de suelo por tratamiento para determinar textura de suelo.

Testigo	Textura de Suelo
T1	Sin Textura (Peat-Most)
T2	Migajón-Arcilloso
T3	Migajón-Arcilloso
T4	Arena-Migajón

La residualidad de imidacloprid en la mortalidad de pupas de mosca blanca (*Trialeurodes vaporariorum* Woods) fue evaluada en plantas de chile variedad hechicero plantadas en cuatro tipos de suelo. En cada una de las variables evaluadas a diferentes fechas de muestreo, se observaron diferencias altamente significativas para los tratamientos en cada una de las fechas de

muestreo, mientras que para las dosis las diferencias observadas fueron significativas en todas las fechas de muestreo a excepción de los muestreos de 28 y 35 días después de la aplicación, tendencia similar presenta la significancia para la interacción de los tratamientos con las dosis, a excepción del primer muestreo realizado a los 7 días después de la aplicación que no mostro significancia (Cuadro 1).

Cuadro 2. Análisis de varianza de muestreo de la mortalidad de pupas de mosca blanca (*Trialeurodes vaporariorum* Woods) en plantas de chile variedad hechicero.

Muestreo (días)	Prob	F.V.		
		Factor A ¹	Factor B ²	Interacción ³
7	F	23.2300**	3.5753*	0.2478 ^{ns}
	P>F	0.0000	0.0590	0.8640
14	F	21.2938**	4.2018*	1.1512*
	P>F	0.0000	0.0410	0.3330
21	F	32.1756**	0.0068*	3.5010*
	P>F	0.0000	0.9320	0.0190
28	F	13.4915**	35.3000**	4.6920**
	P>F	0.0000	0.0000	0.0050
35	F	169.1150**	102.6640**	25.0640**
	P>F	0.0000	0.0000	0.0000

¹Tratamientos

²Dosis (alta y baja)

³Interacción entre los tratamientos y las dosis

Cuadro 3. Promedio de mortalidad de pupas de mosca blanca (*Trialeurodes vaporariorum* Woods) en plantas de chile variedad hechicero

Trat	Muestreo									
	7 días		14 días		21 días		28 días		35 días	
	Media*		Media*		Media*		Media*		Media*	
1	27.7042	a	8.4254	a	7.2221	a	35.8879	a	37.6200	a
2	7.6933	b	3.6389	b	1.0279	b	18.3441	b	6.8050	b
3	7.4175	b	1.1667	b	0.3196	b	5.5692	b	4.0000	b
4	4.1808	b	1.0558	b	0.3054	b	3.4862	b	3.4725	b

Al realizar un prueba de medias Tukey ($P \geq 0.05$) para cada una de las fechas de muestreo (Cuadro 3), en todas las fechas los tratamientos superaron a el testigo, pero al hacer un análisis más detallado de cada una de las variables evaluadas se observo que para el factor A que fueron los tratamientos, el tratamiento que menor población presento fue el 4 que fue el de suelo arena migajón, disminuyendo la población de mosquitas blancas en 662.65, 798.01, 2364.76, 1029.42 y 1309.25 % con respecto al testigo a los 7, 14, 21, 28 y 35 días respectivamente (Cuadro 3), pero debido a que en el tratamiento 4 se observo una defoliación paulatina a través de los muestreos, la población de mosca blanca disminuyo y es por ello que presento la menor carga poblacional; por lo que el tratamiento que mayor eficiencia presento con relación al testigo fue el 3 con textura de suelo migajón arcilloso, que es el suelo que menor materia orgánica presenta en relación a los otros tipos de suelo en estudio, lo que concuerda con Distintos estudios que indican que la adsorción de imidacloprid aumenta con el incremento de concentración orgánica en el suelo

(Rouchaud *et al.*, 1996; Cox *et al.*, 1997; 1998a; Gonzalez Pradas *et al.*, 1999), dada la importancia que tiene la materia orgánica en las uniones químicas del suelo. Esto hace que quede más tiempo retenido, afectando, por lo tanto, por más tiempo a la biota.

Cuadro 4. Prueba de medias del promedio de ninfas de mosquita blanca por fecha de muestreo para los factores A y B.

Facto A Trat	7 días Media*	14 días Media*	21 días Media*	28 días Media*	35 días Media*
1	27.7041 a	8.4254 a	7.2220 A	35.8879 A	26.1850 a
2	7.4175 b	3.6383 b	1.0279 b	18.3420 B	3.4025 b
3	4.1808 c	1.0558 c	0.3054 c	3.4862 c	2.0000 c
4	7.6933 d	1.1666 d	0.3195 d	5.5691 d	1.7362 d
Factor B					
Dosis					
1 [¶]	13.8587 a	4.3375 a	2.2431 a	21.8743 a	12.9766 a
2 ^{¶¶}	9.6391 b	2.8056 b	2.1943 b	3.7683 b	3.6852 b

[¶]Dosis baja (1.5 g por 500 mL de agua)

^{¶¶}Dosis alta (3.0 g por 500 mL de agua)

Mientras que para las variables del factor B (dosis alta y dosis baja) se observo que en las dosis alta las poblaciones de ninfas de mosquita blanca muestreadas en todas la fechas fue inferior al testigo en 143.77, 154.60, 102.22, 580.48 y 352.12 % a los 7, 14, 21, 28 y 35 días posteriores a la aplicación, lo que indica que a dosis altas, estos resultados difieren a los reportados por Cox *et al.* (1998b) y Celis y Koskinen (1999b), quienes en un trabajo con suelo franco arcilloso no encontraron diferencias significativas entre las dosis y el testigo. Suponiendo, por lo tanto, que en este caso tampoco se produjeron procesos relevantes de adsorción y encontraron mayor adsorción con menores concentraciones del insecticida en el suelo.

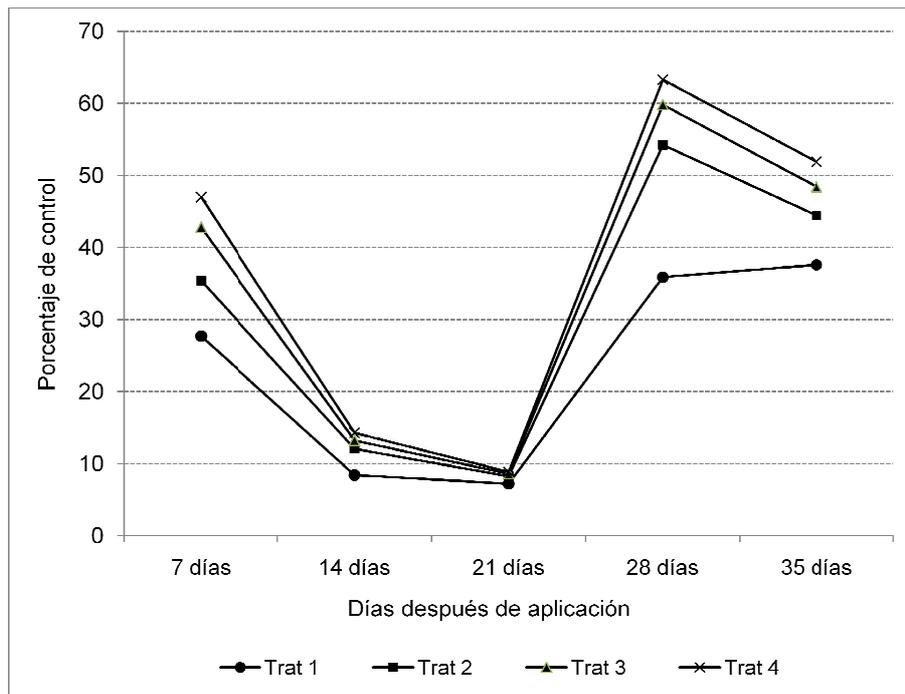


Figura 2. Porcentaje de mortalidad de ninfas de mosquita blanca a través de los diferentes muestreos en plantas de chile plantas en 4 tipos de suelo.

El porcentaje de mortalidad de ninfas de mosquita blanca a través del tiempo en los diferentes muestreos, se observó un porcentaje menor a el 50 a los 7 días posteriores a la aplicación y reduciéndose paulatinamente a los 14 y 21 días en donde se presentaron valores inferiores al 10%, esto concuerda con lo reportado por (Galvis *et.al.*, 2003) quien reporta que el imidacloprid sufre un periodo de aclimatación de 13 días.

Posteriormente a la reducción se observó un aumento drástico en cada uno de los tratamientos con pico mayor del 63% para el tratamiento 4 (arena-migajozo) y decrecer en todos los tratamientos a los 35 días, y solamente el tratamiento 4 superó el 50% de control esto debido a que en este tratamiento

tuvo una marcada defoliación por lo que la densidad poblacional fue menor en comparación con los otros tratamientos en estudio, estos resultados se podrían deber a que el imidacloprid en el suelo sufre una degradación paulatina desde el 33 al 42% desde los 2 a los 21 días, por lo que la efectividad máxima se presenta después de los 28 días (Galvis *et.al.*, 2003).

CONCLUSIONES

El control de ninfas de mosquita blanca con aplicaciones de Imidacloprid a dosis de 2.5 g L^{-1} de agua es mayor en suelos con menor materia orgánica como resultado de la persistencia del producto.

La mayor eficiencia del Imidacloprid aplicado al suelo se presentó a los 7 días después de la aplicación y disminuyendo paulatinamente hasta los 35 días.

Literatura Citada

Acosta, L.P y S.F. Delgadillo, 1989. Ecología de insectos vectores de virus en plantas cultivadas. Ed. Colegio de Posgraduados. Chapingo, México. PP. 112

Agrios, G.N. 1991. Fitopatología. Ed. LIMUSA. México. PP. 838.

Ávila, V.J 1989. Información de interés sobre el minador de la hoja. Agromundo. 2(11):30-31

Capri, E. 2001. Imidacloprid and pyrimethanil soil sorption. Agronomie 21, 57-64.

Castaños. C. M. 1993. Horticultura manejo simplificado. Universidad Autónoma Chapingo. México. 527 pp.

Celis R., and W.C. Koskinen. 1999b. An isotopic exchange method for the characterization of the irreversibility of pesticide sorption-desorption in soil. J. Agric. Food Chem. 47:782-790.

- Celis, R., and W.C. Koskinen. 1999a. Characterization of pesticides desorption from soil by the isotopic exchange technique. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 63:1659-1666.
- Charles A. Triplehorn., Norman F. Jonson., Borror and deloag's introductions to the study of insects 7a Edicion 2005.
- Cox, L., W.C. Koskinen, and P.Y. Yen. 1997. Sorption-desorption of imidacloprid and its metabolites in soils. *J. Agric. Food Chem.* 45:1468-1472.
- Cox, L., W.C. Koskinen, and P.Y. Yen. 1998a. Changes in sorption of imidacloprid with incubation time. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 62:342-347.
- Cox, L., W.C. Koskinen, and P.Y. Yen. 1998b. Influence of soil properties on sorption-desorption of imidacloprid. *J. Environ. Sci. Health Part B* 33:123-134.
- Cremlym,R. 1982. Plaguicidas modernos y su acción bioquímica. Edit. Limusa 1a Edición. México, D.F.355pp.
- Diccionario de especialidades agroquímicas (DEAQ). 2006. PALMSA. 1840 pp.
- Eweis, J., S. Ergas, D. Chang y E. Schöeder. 1999. Principios de biorrecuperación. Mc Graw-Hill Interamericana, Madrid, 327 p.
- Faria, M. and Wraight, S. P. 2001. Biological control of Bemisia tabaci With fungi. *Crop Prot.* 20: 767-778.
- Gerling, D. Alomar, O and Arno, J. 2001. Biological Control of Bemisia tabaci using predators and parasitoids. *Crop Prot.* 20: 779-799.

- Gill, R. J. (1990). The morphology of whiteflies. In *Whiteflies: Their Bionomics, Pest, Status and Management* Edit. Dan Gerling Intercep Ltd. Andover, Hants. UK. Pp13-46.
- Gómez R. J. 1997. Especies de mosquita Blanca (Homoptera: Aleyrodidae), sus hospederos y parasitoides en el Noroeste de México. Tesis de Maestría. UAAAN. Saltillo. Coahuila. México. 72 pp.
- González Pradas, E., F. Flores Céspedes, M.D. Urena Amate, M. Fernández Pérez, M.G. Camisa, E. Capri, *et al.*. 1999. Adsorption of diuron, imidacloprid, procymidone and pyrimethanil on Mediterranean soils. p. 313-319. *In* Del Re, A.A.M. *et al.* (eds.). Human and environmental exposure to xenobiotics. Proc. XI Symp. Pesticide Chem. 11-15 sept. 1999. ISBN: 88-7830299-6. Cremona, Italy.
- Granada, L.A., M. Páez y J. Lerma.1998. Relación de la movilidad del fluometuron con la adsorción en cuatro suelos del Valle del Cauca. *Información Tecnológica* 9(4), 65-69.
- Guzmán, R.S.D 1994. Control de plagas. Mosquita blanca de la hoja plateada. Guía para producir algodón en el Valle de Mexicali B.C. y San Luís Río Colorado, Son. INIFAP-CIRNO-CAE. 11pp.
- Hernández, H.J., G. Arcos, C., N. Becerra, L. 1991. Identificación de daños causados por fitopatogenos en el cultivo de chile jalapeño. *Memorias del Congreso Nacional de Fitopatología*. Puebla de los Ángeles, Puebla, México. P. 25.
- Hilje, L. Costa, H.S. and Stanli, P. A. 2001. Cultural practices for managing *Bemisia tabaci* and associated viral diseases. *Crop. Prot.* 20: 801-812.

- Kingman, G. C. 1980. Estudio de las plantas nocivas. 1a. Edición. Edi. Limusa. México. 449 pp.
- Liñan, C: 1997. Farmacología vegetal. Ed. Agrotecnicas, S.L. España. 1194 pp.
- Martínez, C. J. L. 1993, Proyecto de investigación para el manejo integrado de mosca blanca *Bemisia tabaci* en el Noroeste de México, SARH-INIFAP-CIANO. 65 pp.
- Messiaen, C,M. 1968. Enfermedades de las hortalizas. Oikos-Tau ediciones Barcelona, España. PP. 361
- Metcalf, R. L., y Luckman, W. H. 1994. Introducción al manejo de plagas de insectos. Segunda reimpresión. México D. F. Pp 535.
- Metcalf, R.L. 1982. Insectos destructivos e insectos útiles. Ed. CECOSA. México. PP. 1208.
- Mound, L.A. and S. Halsey. 1978. Whitefly of the World a sistematic catalogue of the Aleyrodidae (Homoptera) whit host plant and natural enemy data. *Phytopathology*. 51 (3): 308-312
- Nava, C. U. 1996. Disposición especial y muestreo de Mosquita blanca. En memorias del XVIV Simposium Nacional de Mosquita blanca. Edi. UACH-SAGAR-SMCB. Tapachula, Chiapas. P 21.
- Ortega A. L D. 1992Mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) vectores de virus de hortalizas. Manejo fitosanitario de las hortalizas en México. CENA-CP Chapingo, México. Pp. 20-22.

Pacheco, C.J.J. 1985. Desplegable para productores combate el barrenillo del chile. SARH-INIA. No. 4. Hermosillo, Sonora, México. PP. 6.

Palmer y Trech. 1979. Introducción a las Ciencias del Suelo. Manual de Laboratorio. G.T. Editor; S.A.

SARH, 1983. Logros y Aportaciones de la Investigación Agrícola en el Cultivo del chile en México.

Serrano, C.Z. 1978 Tomate, pimiento y Berenjena en invernadero. Publicaciones de Extensión Agraria. Madrid España. PP. 248

SIAP 2009 Ultima Visita. <http://www.siap.gob.mx/images/stories/infogramas/100705-monografia-chile.pdf>

Simmonds, N.W. 1979. Evolution of crop plants. Edited by N.W. Simmonds. Edimburg school of Agriculture. Edimburg, Scotland. PP. 265 (7) : 5161

Xue, S.K., and H.M. Selim. 1995. Modeling adsorption-desorption kinetics of alachlor in a typic Fragjudalf. J. Environ. Qual. 24:896-903.

ANEXOS

A1. Muestreo de ninfas de mosquita blanca en hojas de chile variedad hechicero, plantas en bolsas de 10 L y como medio de sustrato Peat Most.

Trat	Dosis	Muestreo después de aplicación(días)				
		7	14	21	28	35
1	1	29.67	8.00	12.00	0.00	56.00
2	1	45.67	0.00	16.33	25.00	25.00
3	1	35.67	12.33	0.67	39.33	31.33
4	1	2.33	3.00	0.00	42.00	40.00
5	1	42.33	13.00	0.00	45.67	54.33
6	1	29.33	1.00	0.33	17.33	18.00
7	1	26.33	19.33	11.33	114.67	35.67
8	1	35.00	16.00	0.00	140.33	42.33
9	1	26.33	18.00	10.33	86.00	36.00
10	1	30.30	10.07	5.67	56.70	37.63
11	1	30.30	10.07	5.67	56.70	37.63
12	1	30.30	10.07	5.67	56.70	37.63
13	2	2.67	1.00	3.67	13.33	15.67
14	2	5.67	1.67	7.33	1.67	9.00
15	2	10.67	8.00	23.33	4.00	9.00
16	2	10.33	11.33	7.00	0.00	17.67
17	2	64.33	7.33	9.67	17.33	7.67
18	2	9.67	2.00	2.33	21.00	18.33
19	2	46.00	6.67	9.33	27.67	16.67
20	2	14.67	8.00	9.33	32.00	20.33
21	2	62.00	15.00	7.00	18.67	18.33
22	2	25.11	6.78	8.78	15.07	14.74
23	2	25.11	6.78	8.78	15.07	14.74
24	2	25.11	6.78	8.78	15.07	14.74

A2. Muestreo de ninfas de mosquita blanca en hojas de chile variedad hechicero plantas en bolsas de 10 L y como medio de sustrato Migajón Arcilloso.

Trat.	Dosis	Muestreo después de aplicación(días)				
		7	14	21	28	35
1	1	9.00	1.00	0.00	6.33	5.67
2	1	6.33	2.33	0.00	19.00	7.00
3	1	13.00	0.00	0.00	13.00	3.00
4	1	23.00	3.33	1.00	37.33	15.33
5	1	5.00	5.67	2.00	29.33	8.00
6	1	6.00	6.67	2.33	82.67	3.33
7	1	30.67	9.33	7.00	52.33	0.00
8	1	7.67	0.00	1.67	28.67	6.67
9	1	6.67	2.33	4.33	106.00	10.33
10	1	10.00	5.33	0.00	7.33	5.00
11	1	4.33	3.00	0.67	2.33	4.00
12	1	7.00	2.67	5.67	56.00	13.33
13	2	4.67	1.00	0.00	0.00	0.00
14	2	1.00	0.33	0.00	0.00	0.00
15	2	0.00	10.33	0.00	0.00	0.00
16	2	0.00	6.00	0.00	0.00	0.00
17	2	5.67	8.67	0.00	0.00	0.00
18	2	5.00	3.33	0.00	0.00	0.00
19	2	9.67	8.67	0.00	0.00	0.00
20	2	4.67	1.00	0.00	0.00	0.00
21	2	8.33	6.33	0.00	0.00	0.00
22	2	0.67	0.00	0.00	0.00	0.00
23	2	3.00	0.00	0.00	0.00	0.00
24	2	6.67	0.00	0.00	0.00	0.00

A3. Muestreo de ninfas de mosquita blanca en hojas de chile variedad hechicero plantas en bolsas de 10 L y como medio de sustrato Migajón Arcilloso.

Trat.	dosis	Muestreo después de aplicación(días)				
		7	14	21	28	35
1	1	0.67	0.00	0.00	13.00	3.00
2	1	3.67	0.00	0.00	3.33	3.00
3	1	6.33	1.67	0.00	0.00	4.33
4	1	17.00	0.00	0.00	7.67	3.67
5	1	2.00	0.00	2.33	0.67	5.00
6	1	5.33	11.00	0.00	40.00	6.00
7	1	4.00	0.00	0.00	2.67	0.33
8	1	14.67	5.00	1.00	10.33	3.67
9	1	1.00	0.00	3.33	0.00	3.00
10	1	0.00	0.00	0.00	0.00	1.00
11	1	0.67	0.00	0.67	3.33	7.33
12	1	3.33	0.00	0.00	2.67	7.67
13	2	3.67	0.00	0.00	0.00	0.00
14	2	0.67	0.00	0.00	0.00	0.00
15	2	1.67	1.33	0.00	0.00	0.00
16	2	2.00	0.00	0.00	0.00	0.00
17	2	4.33	1.00	0.00	0.00	0.00
18	2	16.67	4.00	0.00	0.00	0.00
19	2	2.33	0.67	0.00	0.00	0.00
20	2	4.33	0.67	0.00	0.00	0.00
21	2	1.00	0.00	0.00	0.00	0.00
22	2	2.67	0.00	0.00	0.00	0.00
23	2	1.00	0.00	0.00	0.00	0.00
24	2	1.33	0.00	0.00	0.00	0.00

A4. Muestreo de ninfas de mosquita blanca en hojas de chile variedad hechicero plantas en bolsas de 10 L y como medio de sustrato Migajón Arcilloso.

Trat.	dosis	Muestreo después de aplicación(días)				
		7	14	21	28	35
1	1	0.33	0.00	0.00	3.00	0.00
2	1	10.00	4.00	0.00	1.33	2.33
3	1	0.33	0.00	0.00	3.33	1.00
4	1	43.33	11.33	2.67	15.00	7.00
5	1	0.33	0.00	0.00	0.00	3.00
6	1	3.33	9.00	0.00	29.33	7.00
7	1	14.67	0.00	0.00	0.00	6.00
8	1	0.00	0.00	1.00	3.00	4.00
9	1	0.00	3.67	3.33	0.00	5.67
10	1	0.33	0.00	0.00	57.67	5.67
11	1	1.00	0.00	0.67	11.33	0.00
12	1	22.00	0.00	0.00	9.67	0.00
13	2	23.00	0.00	0.00	0.00	0.00
14	2	0.33	0.00	0.00	0.00	0.00
15	2	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
16	2	0.33	0.00	0.00	0.00	0.00
17	2	2.67	0.00	0.00	0.00	0.00
18	2	1.00	0.00	0.00	0.00	0.00
19	2	1.00	0.00	0.00	0.00	0.00
20	2	9.00	0.00	0.00	0.00	0.00
21	2	23.33	0.00	0.00	0.00	0.00
22	2	0.33	0.00	0.00	0.00	0.00
23	2	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
24	2	9.33	0.00	0.00	0.00	0.00