

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA



Efectividad de *Isaria fumosorosea* en el Control de *Trialeurodes vaporariorum*
en Frijol Pinto, Bajo Condiciones de Invernadero

Por:

CARMEN NIETO VAZQUEZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

Saltillo, Coahuila, México

Diciembre del 2015

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA

Efectividad de *Isaria fumosorosea* en el Control de *Trialeurodes vaporariorum*
en Frijol Pinto, Bajo Condiciones de Invernadero

Por:

CARMEN NIETO VAZQUEZ

TESIS

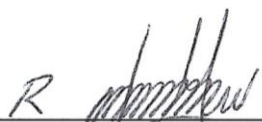
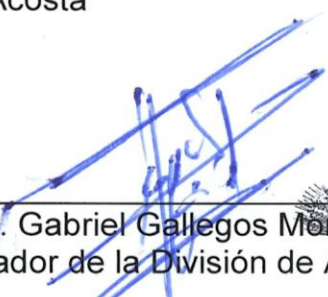
Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

Aprobada por el Comité de Asesoría



Dr. Sergio René Sánchez Peña
Asesor Principal


M.C. Reyna Ivonne Torres Acosta
Coasesor
Dr. Ismael Gabral Cordero
Coasesor
Dr. Gabriel Gallegos Morales
Coordinador de la División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México
Diciembre del 2015



Coordinación
División de Agronomía

DEDICATORIA

A MIS PADRES:

SIMÓN NIETO TEJEDA Y ROSA VAZQUEZ BAUTISTA

A quienes me han heredado el tesoro más valioso que puede dársele a un hijo: amor.

A quienes sin escatimar esfuerzo alguno, han sacrificado gran parte de su vida para formarme y educarme.

A quienes la ilusión de su vida ha sido convertirme en persona de provecho.

A quienes nunca podré pagar todos sus desvelos ni aún con las riquezas más grandes del mundo.

A MIS HERMANOS: Nelly, Manuel, María, Simón, Flor y Andrea.

AGRADECIMIENTOS

Dedico la presente como agradecimiento al apoyo brindado durante estos años de estudio y como un reconocimiento de gratitud al haber finalizado esta carrera a:

-Mi tía Juanita Tello Farías y al padre Wenceslao de la Peña, por sus consejos, apoyo y confianza que me brindo todo este tiempo de mi formación,

-A mi tío Guillermo, por sus consejos y amistad brindada

-Al Ing. Raimundo Cuellar Chaves, por su apoyo y consejos durante este tiempo de mi preparación.

-A mi asesor el Dr. Sergio René Sánchez Peña, por su grandiosa amistad, y por haberme otorgado un tema de investigación para concluir mi formación académica.

-M.C. Reyna Ivonne Torres Acosta, por brindarme su amistad, darme consejos y apoyarme con este trabajo.

- Al Dr. Ismael Cabral Cordero, por apoyarme con este trabajo.

-Al Biólogo Miguel Agustín Carranza Pérez, por apoyarme con este trabajo y estar al pendiente de mis actividades.

-A mis amigos y compañeros; Verónica Patricia Valdés Gómez, Leonel García López, Tere Hernández Matías, Mariana López, Selene Vidal, Magdali Verdugo, por compartir momentos de alegría y haber compartido esfuerzos para cumplir las metas en común y a la familia Espinoza Tello.

CONTENIDO

	Pág.
DEDICATORIA.....	iii
AGRADECIMIENTOS.....	iv
CONTENIDO.....	v
ÍNDICE DE FIGURAS.....	viii
ÍNDICE DE CUADROS.....	ix
ÍNDICE DE GRAFICAS.....	x
RESUMEN.....	xi
 I.- INTRODUCCIÓN.....	 12
II.- REVISION DE LITERATURA.....	16
2.1. Generalidades de <i>Trialeurodes vaporariorum</i> (westwood).....	16
2.2. Biología y características morfológicas de <i>Trialeurodes vaporariorum</i>	17
2.3. Características morfológicas de <i>Trialeurodes vaporariorum</i> (westwood).....	18
2.3.1. Huevo.....	18
2.3.2. Primer estadio larval.....	19
2.3.3. Larvas de segundo estadio.....	19
2.3.4. Larvas de tercer estadio.....	20
2.3.5. Larvas de cuarto estadio (y pupario).....	21
2.3.6. Adulto.....	21
2.4. Síntomas de daño ocasionado por <i>Trialeurodes vaporariorum</i>	26
2.5. Distribución de <i>Trialeurodes vaporariorum</i> en el mundo.....	26
2.6. La distribución de <i>Trialeurodes vaporariorum</i> en México.....	26
2.7. Importancia económica de <i>Trialeurodes vaporariorum</i>	27
2.8. Tipos de Control.....	27
2.8.1. Control químico de <i>Trialeurodes vaporariorum</i>	28
2.8.2. Control biológico de <i>Trialeurodes vaporariorum</i>	29
2.9. Modo de acción de hongos entomopatógenos.....	32
2.10. <i>Isaria fumosorosea</i>	37
2.10.1. Clasificación taxonómica de <i>Isaria fumosorosea</i>	38

III. OBJETIVOS.....	39
IV. HIPOTESIS.....	39
V. METODOLOGIA.....	40
5.1. Localización del sitio experimental.....	40
5.1.1. Material biológico utilizado.....	40
5.1.2. Siembra y establecimiento de plantas de frijol en invernadero.....	41
5.1.3. Establecimiento del cohorte poblacional de <i>Trialeurodes vaporariorum</i>	42
5.1.4. Preparación de los tratamientos.....	42
5.1.5. Establecimiento de los tratamientos.....	44
5.1.6. Aplicación de los tratamientos.....	46
5.1.7. Evaluación de la efectividad entomopatógena de <i>Isaria fumosorosea</i> en el control de <i>Trialeurodes vaporariorum</i>	47
5.1.8. Análisis de datos.....	47
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	48
6.1. Primer bioensayo. Evaluación de la efectividad entomopatógena de <i>Isaria fumosorosea</i> en el control de huevecillos de <i>Trialeurodes vaporariorum</i>	48
6.1.1. Primer bioensayo: Diseño factorial.....	49
6.2. Segundo y Tercer bioensayo. Evaluación de la efectividad entomopatógena de <i>Isaria fumosorosea</i> en el control de ninfas de <i>Trialeurodes vaporariorum</i>	51
6.2.1. Segundo bioensayo: Diseño factorial.....	52
6.2.2. Tercer bioensayo: Diseño factorial.....	53
VII. CONCLUSIONES.....	56
VIII. LITERATURA CITADA.....	57

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Ciclo Biológico de moscas blancas.....	18
Figura 2. Huevo, de <i>Trialeurodes vaporariorum</i>	18
Figura 3. <i>Trialeurodes vaporariorum</i> , larva de primer instar: a) vista ventral, b) vista dorsal, c) orificio vasiforme.....	19
Figura 4. Larva de segundo instar: a) Vista ventral, b) orificio vasiforme.....	20
Figura 5. Larva de tercer instar: a) Vista ventral, b) orificio vasiforme.....	20
Figura 6. Larva de cuarto instar (pupa): a) Vista ventral, b) orificio vasiforme.....	21
Figura 7. Adulto: a) alas con techo a dos aguas, b) ojo compuesto superior e inferior separados.....	22
Figura 8. Adulto: a) tibia posterior, b) tibia media.....	23
Figura 9. Sensilas primarias (sp) y conos sensoriales (cs), a) segmento 3,b) segmento 4, c) segmento 5, d) segmento 6, e y f) segmento 7.....	23
Figura 10. Abdomen de macho en vista ventral.....	24
Figura 11. Tibia posterior, media y anterior.....	24
Figura 12. Borde del ala.....	25
Figura 13. Antenas.....	25
Figura 14. Genitalica del macho (parámetros y aedeago), a) vista dorsal, b) vista lateral.....	25
Figura 15. Esquema del desarrollo de un hongo entomopatógeno.....	33
Figura 16. Ligero aumento de <i>Isaria fumosorosea</i>	33
Figura 17. Cepa IF8B19.....	40
Figura 18. Establecimiento de plantas de frijol variedad flor de mayo.....	41
Figura 19. A y b) Exposición de plantas sanas, entre malezas infestada con <i>Trialeurodes vaporariorum</i>	42
Figura 20. a) Surfactante de uso agrícola, b) Preparación de la solución madre, c) Ajuste de las concentraciones, d) Conteo de conidias.....	43
Figura 21.Tratamientos: Testigo-Agua, <i>Isaria fumosorosea</i> 1x10 ⁶ , <i>Isaria</i> <i>fumosorosea</i> 1x10 ⁷ e <i>Isaria fumosorosea</i> 2x10 ⁸	43
Figura 22. Repetición (Una maceta con 6 plantas).....	45

Figura 23. Establecimiento de los tratamientos.....	45
Figura 24. a) Aspersión manual, sobre el envés en hojas de las plantas de frijol, b) Áreas tratadas con diferentes dosis de <i>Isaria fumosorosea</i>	46
Figura 25. a) Determinación de individuos muertos, b) Conteo de huevecillos, c) Conteo de ninfas.....	47

INDICE DE CUADROS

Pág.

Cuadro 1.- Generalidades del Primer Bioensayo.....	44
Cuadro 2.- Generalidades del Segundo y Tercer Bioensayo.....	44
Cuadro 3.- Porcentaje de mortalidad en huevecillos de <i>Trialeurodes vaporariorum</i> ...	48
Cuadro 4.- ANVA para mortalidad de huevecillos por <i>Isaria fumosorosea</i> y un testigo.....	49
Cuadro 5.- Medias para mortalidad de huevecillos por <i>Isaria fumosorosea</i> en tratamientos.....	50
Cuadro 6.- Medias para mortalidad de huevecillos por <i>Isaria fumosorosea</i> , por aplicación.....	50
Cuadro 7.- Porcentaje de mortalidad en Ninfas de <i>Trialeurodes vaporariorum</i>	51
Cuadro 8.- ANVA para mortalidad de ninfas por <i>Isaria fumosorosea</i> y un testigo.....	52
Cuadro 9.- Medias para mortalidad de ninfas por <i>Isaria fumosorosea</i> y un testigo....	53
Cuadro 10.- Medias para mortalidad de ninfas por <i>Isaria fumosorosea</i> y un testigo, por fecha de aplicación.....	53
Cuadro 11.- ANVA para mortalidad de ninfas por <i>Isaria fumosorosea</i> y un testigo....	53
Cuadro 12.- Medias para mortalidad de ninfas por <i>Isaria fumosorosea</i> y un testigo...	54
Cuadro 13.- Medias para mortalidad de ninfas por <i>Isaria fumosorosea</i> y un testigo, por fecha de aplicación.....	54

ÍNDICE DE GRAFICAS	Pág.
Gráfica 1.- Mortalidad acumulada en huevecillos, causada por <i>Isaria fumusorosea</i> a dosis baja y dosis alta; con una, dos y tres aplicaciones.....	49
Gráfica 2.- Mortalidad acumulada en ninfas del bioensayo 1 y 2, causada por <i>Isaria fumusorosea</i> a dosis baja y dosis alta; con una, dos y tres aplicaciones.....	52

RESUMEN

Trialeurodes vaporariorum, es una especie polífaga que ataca más de 250 diferentes especies de plantas, principalmente cultivos industriales como frijol (*Phaseolus vulgaris*), tomate (*Solanum lycopersicum*), papa (*Solanum tuberosum*) y algodón (*Gossypium hirsutum*). Los daños se reflejan en reducción de la producción, los adultos y ninfas se alimentan de la savia del floema, reduciendo el vigor de las plantas, además de ser vectores de virus, que causan enfermedades severas capaces de destruir en su totalidad el cultivo. Se evaluó la efectividad de *Isaria fumurosaea* en diferentes dosis de esporas/ml (1×10^6 , 1×10^7 y 1×10^8) con una, dos y tres aplicaciones para el control de huevecillo y ninfa de *T. vaporariorum* en invernadero. Se realizaron dos bioensayos para el control de ninfas y otro para huevecillos. Plantas de frijol se mantuvieron vigorosas dentro de recipientes plásticos con sustrato, durante 30 días/bioensayo, tiempo necesario para su desarrollo e infestación artificial. La temperatura promedio se mantuvo entre los $28 \pm 2^\circ \text{C}$. Se utilizaron 10 plantas/tratamiento como unidad experimental y como unidad de muestreo 10 hojas por tratamiento con respecto a ninfas y 5 plantas/tratamiento con 15 hojas para el control de huevecillo. Se inició con una infestación promedio de 127.6 ninfas y 86.93 huevecillos por hoja. Los resultados indican que al realizar solo una aplicación, 72 horas posteriores de ser tratadas las plantas a dosis de 1×10^7 se obtuvieron índices de reducción en huevecillos de 53.9% y 91.03% al aplicar una solución más concentrada de 2×10^8 . Sin embargo esta mortalidad fue igualada, cuando se aplicó dos veces a la misma concentración, registrándose un incremento en la mortalidad de 90.51% de huevecillos, con respecto al testigo que fue de 0. La máxima mortalidad registrada para ninfas se observó cuando se aplicó una y dos veces, las suspensiones de esporas a concentración de 1×10^6 , con porcentajes de 83.83% y 98.23% con respecto al testigo que fue de 5.81%. Los resultados indican que utilizando una dosis baja de 1×10^6 y dosis alta de 2×10^8 se obtiene un buen control de ninfas y huevecillos de *T. Vaporariorum*.

I. INTRODUCCIÓN

Dentro del grupo de las leguminosas que poseen semillas comestibles, el frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.), corresponde a una de las más importantes dentro de los sistemas de producción mundial. Debido a la domesticación y selección hecha por las culturas precolombinas, actualmente se encuentra distribuido en los cinco continentes, y se conocen alrededor de 150 especies de frijoles, de las cuales 50 se encuentran en México con gran diversidad de tamaños, colores y requerimientos ecológicos, ocupando el 50% de grano consumido mundialmente (FAOSTAT, 2014). México ocupa el sexto lugar entre los principales países productores de frijol después de India, Brasil, Myanmar, China y Estados Unidos (SIAP, 2015).

El frijol es uno de los componentes esenciales en la dieta nacional, con un consumo promedio de 8kg por persona por año (INEGI, 2012). Este cultivo ocupa el segundo lugar después del maíz, con una superficie de 1, 773,996.85 hectáreas sembrada en 2014, con una producción total de 1, 273,957.14 toneladas. Siendo Zacatecas, Sinaloa, Durango, Chihuahua y Nayarit quienes aportaron el 64.7% de la producción nacional en este año agrícola.

En los diferentes estados de la República mexicana se producen las siguientes variedades más comunes: Frijol Negro 35%, Azufrado 19%, Pinto 16%, Flor de Mayo 11%, Flor de Junio 8%, Claro 6%, Bayo 3%, Otros sin clasificar como los alverjones, morita, conejillo, etc. 2%. Con un rendimiento promedio de 700 kg por hectárea (SIAP, 2015).

El precio del frijol se ha visto seriamente afectado por varios factores; primero por el aumento del costo al diesel (\$14.20) en Febrero del año en curso, el alza en el valor del dólar llegando hasta los \$17.30, lo que ocasionó un incremento considerado de los insumos (fertilizantes, herbicidas e insecticidas). Generado una disminución en la superficie sembrada para este año.

Otros factores que afectan directamente la producción del frijol son las poblaciones de organismos biológicos, que al asociarse producen diversas enfermedades. Los virus, hongos y bacterias encabezan la lista de los principales agentes transmisores de enfermedades en frijol, que comúnmente afectan el rendimiento. Algunos de estos insectos plaga son; los pulgones, trips, minadores, diabroticas, conchuelas, chicharritas, picudos del ejote y las moscas blancas (CESAVEG, 2014). Estas últimas se consideran de mayor importancia, debido a que son insectos vectores de virus, patógenos causantes de enfermedades que no pueden curarse, ocasionando la muerte de plantas y como resultado, baja producción en toneladas por hectárea.

La mosca blanca se conoce desde hace más de dos siglos, donde se consideraba como una plaga secundaria. Fue hasta la época de los 80's que se le dio seria importancia en México y en el resto del mundo, cuando esta incremento su población dentro de los cultivos algodoneros y hortícolas (Svetlana et. al., 2010). El uso oportuno de aspersiones de insecticidas, permitió la rentabilidad agrícola sin pérdidas considerables. Sin embargo el uso irracional y desmedido de estos plaguicidas, trajo como consecuencia disparos poblacionales de esta plaga, debido a la resistencia adquirida a los productos utilizados para su combate (Soler & Van Lenteren, 2004).

En México, las especies *Bemisia tabaci*, *B. argentifoli*, *B. affinis*, *Trialeurodes vaporariorum* y *T. abutilone* son consideradas las de mayor importancia (García-Guerrero et al., 2015) y comúnmente se han registrado varias especies en un solo cultivo.

Los adultos de mosca blanca son de color amarillo, secretan una cera polvorienta que les cubre el cuerpo, dándoles una coloración blanca. Su ciclo biológico consta de huevo, cuatro instares ninfales (el primero es móvil y el cuarto se le conoce como pupa) y adulto; todos los estados se encuentran en el envés de las hojas de sus hospedantes (Carapia-Ruiz & Castillo-Gutierrez, 2013).

Las ninfas y adultos causan daños directos por la succión de los nutrientes en los tejidos vegetales, principalmente aminoácidos y azúcares de transporte. Dicha actividad puede afectar los procesos fisiológicos de las plantas ocasionando debilitamiento, amarillamiento, deformación del follaje y hasta defoliación. En respuesta, estas detienen su crecimiento e incluso pueden llegar a morir cuando el umbral económico del insecto es sobrepasado y como consecuencia de estos daños, puede presentarse una reducción seria en los rendimientos de cultivos como: el tomate, algodón y frijol.

Los daños indirectos son producidos por diferentes causas. En primer lugar la acumulación sobre las diferentes estructuras de las plantas, de las secreciones azucaradas (mielecilla; producto de su metabolismo) producidas tanto por las ninfas como por los adultos, favorece el crecimiento de la fumagina (*capnodium sp.*) que interfiere con la fotosíntesis y otros procesos fisiológicos. En cultivos de hortalizas y frutales, la fumagina ensucia los frutos afectando su calidad, en algodón las pérdidas son por el manchado de la fibra y los problemas en las desmotadoras, pueden llegar a ser el daño económico más grave, causado por la mosca blanca. Sin embargo, el daño más importante de la mosca es cuando actúa como vector de virus causantes de severas epidemias, que puede ser motivo de pérdida total del cultivo atacado (López-Ávila, 2004; de la Rosa, 2009).

Estos insectos son difíciles de combatir debido a su facilidad para desarrollar resistencia a insecticidas por la presión ejercida con el uso continuo e inadecuado de dichos productos, (de la Rosa) 2009 menciona que al usar insecticidas no se logra el éxito esperado, debido a que estas son pequeñas y con facilidad se dispersan a grandes distancias y extensiones. Ya que la transmisión de los patógenos ocurre antes de que el insecto muera.

Por lo anterior se propone como alternativa, el uso preventivo del control biológico, haciendo uso del muestreo continuo, para implementar el huso de hongos entomopatógenos como una opción viable en tiempo y forma, y así tratar de prevenir el incremento poblacional de la mosca pinta y evitar la transmisión de enfermedades.

Palabras clave: *Isaria fumusorosea*, frijol (*Phaseolus vulgaris*), *Trialeurodes vaporariorum*.

Correo electronico; Carmen Nieto Vazquez, sule_abril@hotmail.com

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Generalidades de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood)

La mosquita blanca de los invernaderos *Trialeurodes vaporariorum* es originaria de América, particularmente de Estados Unidos y del noroeste de México. Se encuentra distribuida en las regiones tropicales y semitropicales del mundo. Son insectos chupadores que se localizan en el envés de las hojas de las plantas, presentando de 11 a 15 generaciones al año, su reproducción es predominantemente sexual, aunque pueden reproducirse por partenogénesis. Tienen hábitos polífagos, se alimenta, refugia y desarrolla en más de 100 plantas hospedantes registradas y un gran número de especies vegetales, tanto cultivables como silvestres aunque tiene preferencia por cultivos como el frijol, chile, algodón, calabaza, sandía y tomate (Bueno et al., 2005; Myartseva et al., 2010; Seddigh and Kiani, 2012).

Clasificación taxonómica

Reino: Animalia

Phylum: Arttópoda

Subclase: Hexápoda

Clase: Insecta

Orden: Hemiptera

Suborden: Homoptera

Familia: Aleyrodidae

Subfamilia: Aleyrodinae

Género: *Trialeurodes*

Especie: *Trialeurodes vaporariorum*

(Borrer et al. 1989).

2.2. Biología y características morfológicas de *Trialeurodes vaporariorum*

El ciclo de vida de la mosca blanca es de aproximadamente 28 días, a temperaturas de entre 22-25 °C y consiste en seis estados de desarrollo: Huevo, cuatro estados ninfales y adulto. Los estados de desarrollo de *T. vaporariorum* presentan distribución agregada durante casi todo el ciclo del cultivo. Los adultos se caracterizan por estar agregados en el envés de las hojas del tercio superior de la planta, donde se realiza la síntesis de proteínas y por lo tanto se encuentran niveles más altos de nitrógeno; esto se debe al apareamiento y a la selección de sitios de ovoposición y alimento cercanos a las venas principales. Las ninfas se encuentran en mayor número en el tercio medio de la planta y, conforme ésta crece, se presenta una diferenciación de edades de ninfas dentro de los tercios de ella (Bernal et al., 2008).

Los adultos pequeños de *T. vaporariorum*, están cubiertos por un polvo harinoso de color blanco llamado Alecron, producido por las glándulas ceras ventrales; poseen antenas de siete segmentos, aparato bucal picador chupador trisegmentado. El macho es de menor tamaño que la hembra y posee un pene extremo entre un par de arpones. La hembra de *T. vaporariorum* oviposita en el envés de la hoja entre 150 y 500 huevos, lo que varía dependiendo de la planta hospedera (Granadillo, 2011). En climas del Norte, usualmente *T. vaporariorum* habita dentro de los sistemas cerrados (invernaderos) o plantas silvestres, y en verano sobrevive fuera de este, sobre cultivos y malezas cercanas. Hacia el Sur, los adultos pueden invernar también sobre cultivos a cielo abierto, en condiciones climáticas no muy severas. El periodo de desarrollo de huevo hasta adulto requiere más o menos 25-30 días a 21 °C, y 22-25 días a 24 °C. Las moscas blancas de los invernaderos, pueden vivir por varios meses y extender su periodo de ovoposición hasta la fase de desarrollo de inmaduros, teniendo

como resultando, generaciones traslapadas. Con una humedad relativa optima entre 75%-80%, y el umbral de desarrollo para todos sus estadios de alrededor de 8.5 °C (Laznik et al., 2011).

2.3. Características morfológicas de *Trialeurodes vaporariorum* (westwood)



Figura 1.- Ciclo Biológico de moscas blancas.

2.3.1. Huevo

Dimensiones: 200- 250 μm de longitud y 100 μm de ancho (Fig.2). Generalmente son puestos en círculos o semicírculos sobre la superficie de la hoja; sin embargo, cuando la infestación es alta esto es muy difícil de apreciar; de color blanco amarillento cuando son puestos, tornándose castaño oscuro a casi negro cuando están próximos a eclosionar; el corion del cual emergió la larva, se aplana lateralmente y se dobla con el ápice dirigido hacia abajo.



Figura 2.- Huevo, de *Trialeurodes vaporariorum*

2.3.2. Primer estadio larval

Dimensiones: 240-270 μm de largo y 150 μm de ancho. Estado de desarrollo activo en locomoción y se desplaza en busca de un lugar adecuado para alimentación por lo que sus patas y antenas son relativamente grandes (Fig. 3a); presenta 17 pares de sedas marginales muy aparentes; sedas marginal anterior, marginal posterior, cefálica, primera abdominal octava abdominal y caudal presentes; tubérculos cefálicos bien desarrollados, semirectangulares abiertos hacia la parte media (Fig. 3b); orificio vasiforme cuadrangular posteriormente (Fig. 3c).

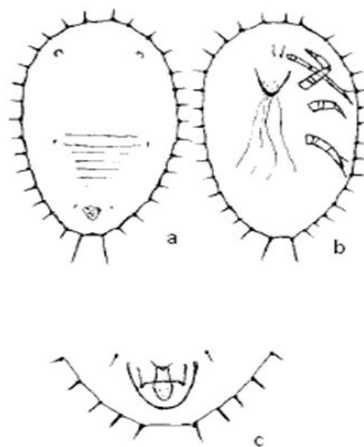


Fig. 3.- *Trialeurodes vaporariorum*, larva de primer instar: a) vista ventral, b) vista

dorsal, c) orificio vasiforme.

2.3.3. Larvas de segundo estadio

Dimensiones: 420 μm de largo y 330 μm de ancho. Cuerpo redondeado, no agudo posteriormente; sedas marginal anterior, marginal posterior, cefálica, primera abdominal, octava abdominal y caudal presentes; seda dorsal del segmento cefálico bien desarrollada; pliegues torácicos traqueales no indicados Ventralmente (Fig. 4a); orificio vasiforme semicordiforme; llingula con dos lóbulos laterales (Fig. 4b).

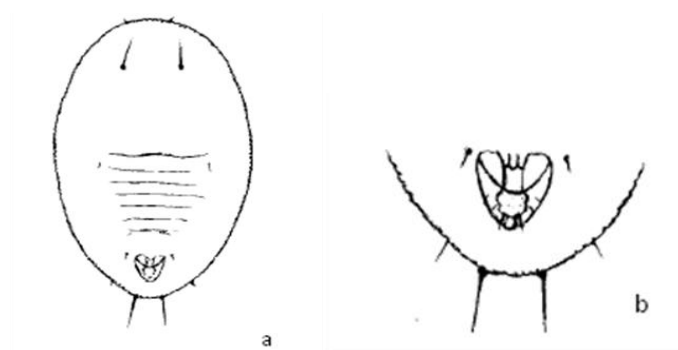


Fig. 4. Larva de segundo instar: a) Vista ventral, b) orificio vasiforme.

2.3.4. Larvas de tercer estadio

Dimensiones: 560-600 μm de largo y 400 μm de ancho. Margen del cuerpo uniformemente granulado; pliegue torácico traqueal no indicado ventralmente; sedas marginal anterior, marginal posterior, cefálica, primera abdominal, octava abdominal y caudal presentes (Fig. 5a). Orificio vasiforme semicordiforme con una muesca en la parte media posterior a la llingula; llingula lobulada lateralmente, con dos pares de lóbulos (Fig. 5b).

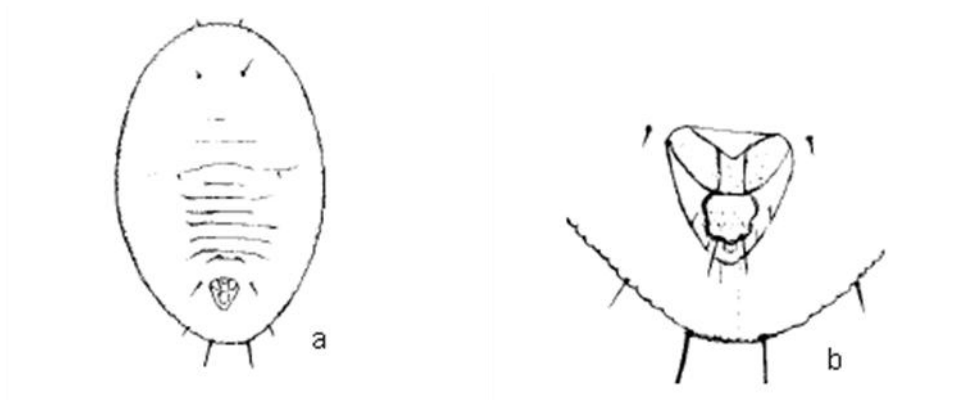


Fig. 5. Larva de tercer instar: a) Vista ventral, b) orificio vasiforme.

2.3.5. Larvas de cuarto estadio (y pupario)

Dimensiones: 780-800 μm de largo y 510 μm de ancho. Pupas vivas con la superficie dorsal elevada por la palizada de la superficie ventral, la cual está sobre la superficie de la hoja; superficie dorsal con cubierta y varillas de cera blanquecina, área submarginal con filamentos cortos de cera; superficie ventral y lateral con cubierta de cera. Los especímenes son de forma elíptica, redondeados posteriormente; papilas dorsales y submarginales presentes; margen uniformemente granuloso; área porosa traqueal torácica y caudal se diferencian distintivamente en el margen; antenas situadas lateralmente de las patas protorácicas; sedas marginal anterior, marginal posterior, cefálica, primera abdominal, octava abdominal y caudal presentes (Fig. 6a); pliegue torácico traqueal no indicado ventralmente; orificio vasiforme semicordiforme; llingula lobulada (Fig. 6b).

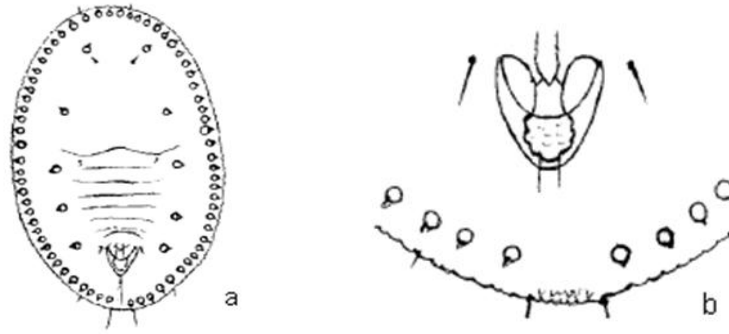


Fig. 6. Larva de cuarto instar (pupa): a) Vista ventral, b) orificio vasiforme.

2.3.6. Adulto

Dimensiones: 0.75 a 1.10 mm de largo. Los adultos vivos tienen el cuerpo de un color amarillo pálido, con dos pares de alas blancas inmaculadas (Fig. 7a). Los ojos compuestos están divididos y no hay algún omatidio que forme un puente entre los dos grupos de facetas (Fig. 7b). Las antenas (Fig. 9, 13) con una sensila primaria en los segmentos 3, 5 y 7. Un cono sensorial, está presente en los segmentos 3, 6 y 7.

Las antenas de *T. vaporariorum*, son ligeramente y en forma consistente más grandes que las de *B. tabaci*; también las antenas de la hembra y macho en ambas especies son muy similares en tamaño, sólo que en algunos especímenes las de las hembras son ligeramente más largas.

Alas anteriores con el margen anterior curvado y redondeado distalmente; el margen de las alas anteriores “perillada” (Fig. 12). Las espinas gruesas en la tibia meso y metatorácica son distintivamente arregladas en dos cepillos, uno opuesto al otro en las tibias medias y uno opuesto al peine en la tibia posterior (Fig. 8a, 8b, 11). Las placas cerosas están presentes en la superficie ventral abdominal, dos para hembras y cuatro para los machos (Fig. 10), la superficie de estas estructuras es semirreticulada. La placa supragenital está bien desarrollada y claramente definida en la hembra; en el macho está modificada en un cuello en forma de tubo que es fuertemente esclerosada y oscuramente pigmentada (Fig. 10). El abdomen del macho presenta cinco

bandas de poros de 2-4 μm de diámetro, en la superficie dorsal. El orificio vasiforme está situado en la placa supra-genital y es similar en tamaño y forma en ambas especies. El edeago del macho de *T. vaporariorum* es ligeramente más largo que en *B. tabaci* y más ancho sobre todo en la mitad basal; el borde ventral es casi recto (Fig. 14).

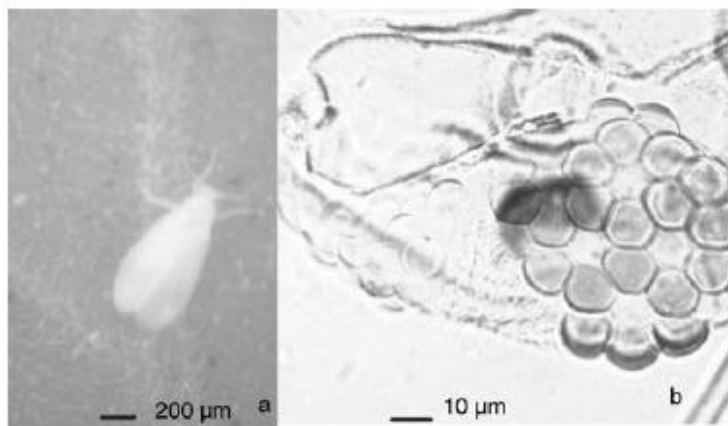


Fig. 7.- Adulto: a) alas con techo a dos aguas, b) ojo compuesto superior e inferior separados.

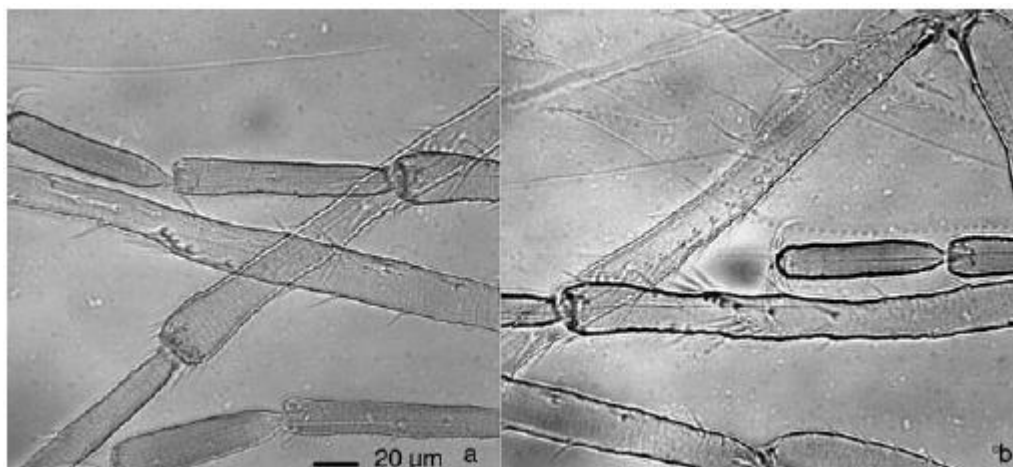


Fig. 8.- Adulto: a) tibia posterior, b) tibia media.

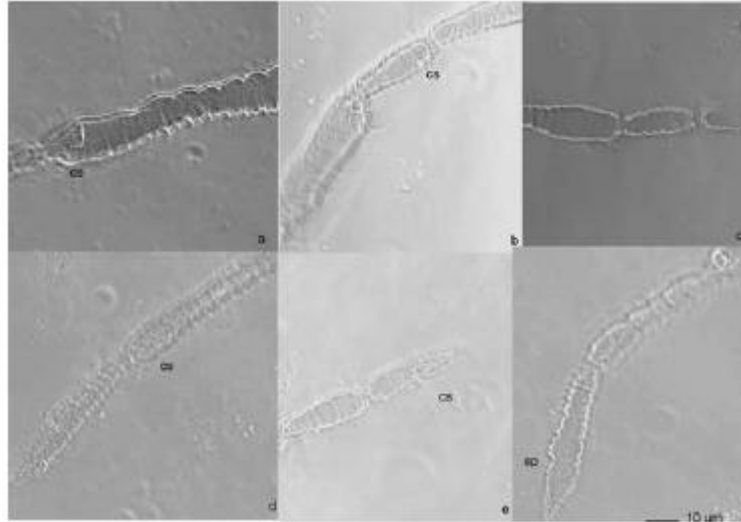


Fig. 9.- Sensilas primarias (sp) y conos sensoriales (cs), a) segmento 3, b) segmento 4, c) segmento 5, d) segmento 6, e y f) segmento 7.

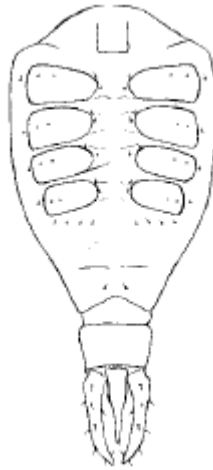


Fig. 10. Abdomen de macho en vista ventral.

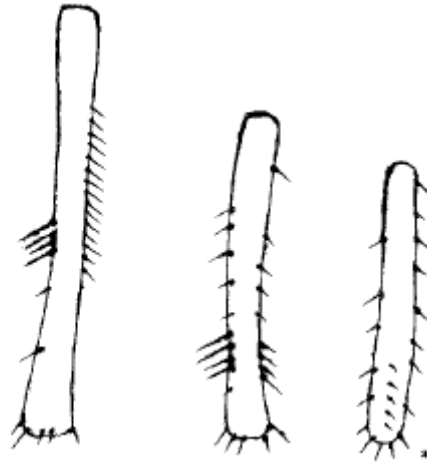


Fig. 11. Tibia posterior, media y anterior.

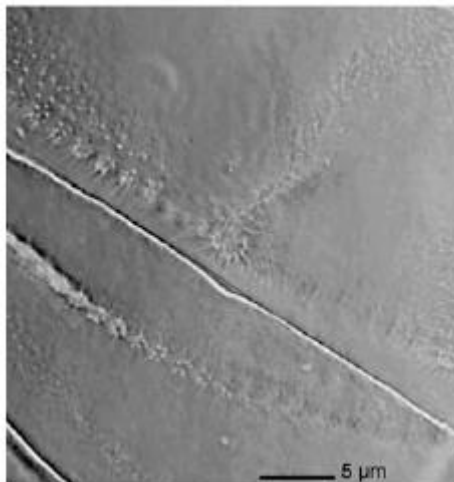


Fig. 12. Borde del ala.



Fig. 13. Antenas.

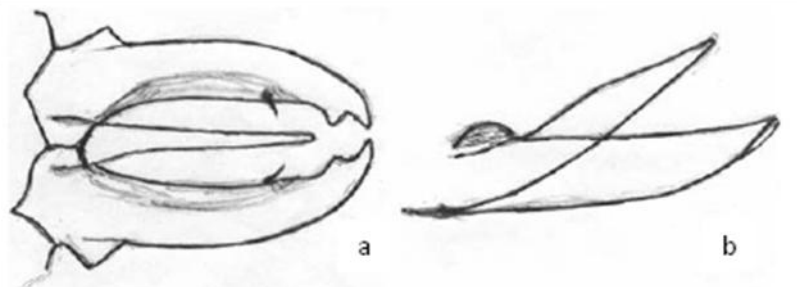


Fig. 14. Genitalica del macho (parámetros y aedeago), a) vista dorsal, b) vista lateral.

2.4. Síntomas de daño ocasionados por *Trialeurodes vaporariorum*.

Por ser una especie de hábitos chupadores, *T. vaporariorum* ocasiona daños directos e indirectos en la planta: a) al perforar las células del follaje; b) al succionar la savia de las plantas, causando clorosis y debilitando su crecimiento; c) al excretar miel de rocío, induciendo el desarrollo de *Cladosporium sp.* (fumagina) y d) al transmitir enfermedades virales de una planta a otra, como el virus del amarillamiento del tomate (ToCV) y el virus infeccioso del amarillamiento del tomate (TICV)(Bernal et al., 2008).

2.5. Distribución de *Trialeurodes vaporariorum* en el mundo.

Este insecto es originario de América, particularmente de los Estados Unidos y del noreste de México (Svetlana et. al., 2010). Aunque actualmente se encuentra mundialmente distribuida. Esta reportada en Argentina, Chile, Colombia, Ecuador, Perú y Brasil (Lourenção et al., 2008; Bernal et al., 2008; Camarillo et al., 2009). Así como también en el Sur de Corea, Arabia Saudita, Japón, Irán y China (Won-Il et al., 2003; Seddigh and Kiani, 2012; Rui-Rui et al., 2014).

2.6. La distribución de *Trialeurodes vaporariorum* en México.

La mosquita blanca de los invernaderos ha sido detectada a mediados de los años 90's en cultivos algodoneros, desde entonces se encuentra ampliamente distribuida en casi todas las áreas herbáceas silvestres y sistemas controlados. Últimamente es frecuentemente reportada en Baja California, Sinaloa, Sonora, Coahuila, Oaxaca, Jalisco, Colima, Nuevo León, Tamaulipas, Puebla, Morelos y México (Arenas et al., 1999; Robledo et al., 2000, Camarillo et al., 2009; Svetlana et al., 2010; Ramírez et al., 2013).

2.7. Importancia económica de *Trialeurodes vaporariorum*

El homóptero *T. vaporariorum* es causante de pérdidas de cosechas, valoradas en varios millones de pesos (Svetlana et al., 2011), por ser un insecto chupador su alimentación depende principalmente de la extracción de agua, carbohidratos y aminoácidos que se encuentran en tránsito por el floema. Lo que afecta directamente a la planta, además de debilitarla este insecto transmite virus y secreta una mielecilla que favorece el crecimiento de fumagina; un hongo que crece sobre frutos y hojas reduciendo áreas fotosintéticas en la planta. Cuellar et al (2006) y Svetlana et al (2011), mencionan que los daños pueden variar de un 10% hasta la pérdida total de la cosecha en siembras de temporal de frijol (*Phaseolus vulgaris*), chile, (*capsicum annuum*) algodón, (*Gossypium hirsutum*) calabaza (*cucúrbita pepo*), tomate (*Solanum lycopersicum*) y tabaco (*nicotina tabacum*). Debido a las variantes ambientales y condiciones económicas de los productores en los estados de México, Nayarit, Puebla, Morelos e Hidalgo. García (2015), reporta pérdidas superiores al 80% al sur de Tamaulipas en Chile (*capsicum annuum*), Tomate (*Solanum lycopersicum*) y Soya (*Glycine Max*) por esta especie, en ciclo de siembra 2012, lo que provoco un aumento en el precio de dichos

productos en el mercado.

2.8. Tipos de Control

En la actualidad el método de control más utilizado para combatir a las moscas blancas es el uso de plaguicidas químicos (imidacloprid). En segundo lugar el control biológico por medio de hongos entomopatógenos, parasitoides (García, 2015) y algunos predadores; como el nematodo entomopatógeno *Steinernema feltiae* (Filipjev) (Laznik et al., 2011).

En tercer lugar el control etológico (Premalatha and Rajangam, 2011) y en cuarto lugar los repelentes naturales; como el uso de aceites esenciales de canela (*Cinnamomum zeylanicum*), tomillo (*Thymus vulgaris*), anisillo (*Tagetes filifolia*), brasil (*Ocimum basilicum*), cardamone (*Elettaria cardamomum*), citronela (*Cymbopogon nardus*), geranio (*Pelargonium graveolens*), lavanda (*Lavendula officinalis*), eucalipto limón (*Eucalyptus citriodora*), oregano (*Origanum vulgare*) (Won-IL et al., 2003; Camarillo et al., 2009; Santiago et al., 2009).

2.8.1. Control químico de *Trialeurodes vaporariorum*

Desde la década de los 90's el uso convencional de plaguicidas altamente tóxicos pertenecientes a los principales grupos toxicológicos (organoclorados, organofosforados, carbamatos y piretroides), fueron usados para contrarrestar el daño causado por este homóptero en cultivos de hortalizas, algodóneros y ornamentales (Arenas et al., 1999). Lo que resultó en daños a la salud humana de productores y consumidores, daños al ambiente, desarrollo de resistencia y alteraciones negativas para los enemigos naturales de ésta plaga. En la actualidad aún se sigue haciendo uso de estas sustancias

químicas, a base de moléculas más específicas, resultado de diversas investigaciones y aportaciones científicas alrededor del mundo, quienes se han enfocado a minimizar los daños al ambiente y a especies no objetivo de control (Macías-flores et al., 2012). Sin embargo, al no contar con técnicos especialistas en cada campo de aplicación, de nada sirve tanta investigación, pues se siguen realizando aplicaciones desmedidas, sin rolar ingredientes activos, lo que sigue ocasionando una severa resistencia de esta plaga.

2.8.2. Control biológico de *Trialeurodes vaporariorum*

Como resultado al uso desmedido de los plaguicidas agrícolas, que ha traído como consecuencia principal, la reducción considerable en la producción y encarecimiento de los productos finales, se han propuesto alternativas de control más consientes con el respeto al ambiente y sus ecosistemas.

Greenberg et al. (2009) proponen incorporar el uso del control biológico de conservación, como una alternativa económicamente viable, dentro del Manejo Integrado de Plagas en cultivos industriales. Un manejo basado en el uso de sus principales enemigos naturales como: parasitoides, depredadores y hongos entomopatógenos.

En los últimos 25 años, se ha incrementado el conocimiento en relación de los mecanismos naturales que ayudan a controlar las acciones perjudiciales ocasionadas por insectos plaga, hacia los cultivos. Hoy en día el conocimiento sobre la iintroducción artificial, de fauna auxiliar dentro de cultivos agrícolas ha venido a innovar y mejorar los programas de manejo de plagas. Se han

estudiado un sinnúmero de enemigos naturales, sin embargo solo algunos se han considerado, por su rápida adaptabilidad bajo diferentes factores ambientales, físicos y químicos.

Pérez et al. (2007) y García et al. (2007), mencionan al depredador *Delphastus pusillus* como el más voraz de ninfas y adultos de moscas blancas, estos autores señalan que, de los tres principales enemigos, los depredadores y hongos entomopatógenos, son quizás los que tengan mayor oportunidad de ser implementados dentro de un manejo integrado, debido a: sus características específicas y a toda la tecnología que se ha desarrollado, para reproducirlos masivamente, además de que ser muy similares los métodos de aplicación, a la de los insecticidas sintéticos.

Castañé et al., 2009, también hace referencia sobre los depredadores generalistas, enfatizando en *Dicyphus tamaninii* como posible candidato dentro de un programa de manejo integral.

Van Derblom, 2002 resalta sobre el uso de los parasitoides; *Encarsia Formosa*, *Eretmocerus eremicus*, y *Eretmocerus mundus* disponibles en el mercado desde 1994, como una alternativa viable en el control de la población de *T. vaporarium*.

Greenberg et al. (2009) destacan también a los parasitoides de la familia Aphelinidae (Hymenoptera) incluyendo a *Eretmocerus mundus* y *Encarsia pergandiella*, siendo *E. mundus* el más común de las moscas blancas en Europa y el que mejor éxito de adaptabilidad ha tenido en Estados Unidos, así como la especie *pergandiella* quien ha registrado hasta un 90% de parasitismo sobre las moscas blancas, en cultivos de camote en el Sur de Texas.

Los hongos entomopatógenos son organismos vivos, pertenecientes a un grupo filogenéticamente diverso; heterotróficos, eucariontes, unicelulares o hifales y pueden presentar reproducción sexual por esporas, asexuales o

ambas. Son importantes agentes en el control biológico de insectos, que pueden producir epizootias e infectan a sus huéspedes por penetración directa en las paredes del cuerpo y reducir significativamente sus poblaciones (Maranhão and Maranhão, 2009). Estos enemigos naturales ampliamente estudiados y dichas evaluaciones han demostrado que pueden atacar y parasitar diferentes órdenes de insectos de importancia económica, reduciendo sus poblaciones a niveles que no causen daños económicos a los cultivos (Tanzini et al., 2001).

Se conocen aproximadamente 750 especies de hongos entomopatógenos descritos, y la búsqueda de nuevas especies continua, entre los más utilizados e incluidos dentro de programas de manejo integral, se encuentra: *Metarhizum anisopliae*, *Beauveria bassiana*, *Isaria fumosorosea* (antes *Paecilomyces fumosoroseus*) y *Beauveria brongniartii* (Tellez-Jurado et al., 2009) y comercialmente en varios países se producen masivamente diferentes formulados a base de *Metarhizum anisopliae* y *Beauveria bassiana* (Rodríguez et al., 2006) su éxito se debe principalmente a los métodos de producción, eficacia y adaptación de los mismos a los diferentes microclimas.

Algunas especies de Hypomycetes especialmente *Paecilomyces*, *Verticillium* y *Aschersonia* han sido naturalmente reportadas como principales enemigos de moscas blancas y algunos de estos se encuentran en fase de desarrollo como agentes de control biológico (Faria and Wraight, 2001). *Verticillium Lecacnii* es un hongo específico en el rango de hospederos y altamente patógeno a insectos chupadores, como áfidos, escamas y moscas blancas (Cavallazzi et al., 1998), se ha encontrado parasitando naturalmente algunos insectos como; el áfido *Toxoptera aurantii* en cultivo de cacao (*Theobroma cacao*), mosquita blanca de los invernaderos *Trialeurodes vaporariorum* en tomate(*Solanum lycopersicum*), pepino(*Cucumis sativus*) y

calabaza(*cucúrbita pepo*) (Cortez-Madrigal et al., 2002; Bouhous and Larous, 2012). Sin embargo, *Isaria fumosorosea* anteriormente *Paecilomyces fumosoroseus* es el enemigo natural de moscas blancas, más documentado desde 1993 en varios países como Grecia, India, Brasil, Venezuela, México, Cuba, Hawái, EUA, Pakistán, Indonesia y Japón. Este hongo ha sido comúnmente utilizado en estrategias de control inundativo, para contrarrestar los impactos negativos de *T. vaporariorum* (Faria and Wraight 2001).

2.9. Modo de acción de hongos entomopatógenos

Los hongos son los únicos patógenos que pueden invadir a sus huéspedes ya sea vía tegumento o a través del tubo digestivo, causando la muerte del insecto por invasión y desnutrición de tejidos, ocasionalmente por toxinas producidas y liberadas por los hongos (Hajek and Leger, 1994). El ciclo biológico de los hongos entomopatógenos comienza con la adhesión de las esporas a la cutícula del insecto, luego se produce la germinación de la misma, que fija la conidia en la cutícula creándose una hifa de penetración que introduce al interior del hospedante. Una vez dentro, comienza una rápida proliferación y dispersión de las células fúngicas (blastosporas) a través de la hemolinfa, invadiendo todos los órganos internos hasta causar la muerte, 5 a 6 días posteriores a la penetración del tubo germinal (Maranhão and Maranhão, 2009).

Si las condiciones son favorables (temperaturas con rangos entre 20 a 25° C y 80%HR) (Zimmermann, 2014), ocurre la esporulación, lo cual se manifiesta por la emisión de los brotes de cuerpos fructíferos, llamados conidióforos, del integumento del hospedero. Luego se producen las conidias, si la humedad es alta. Los insectos afectados se observan débiles e inactivos, luego se cubren de un hollín blanco (= micelio) y mueren lentamente, quedando

momificados con moho algodónoso (= esporulación) de color variable, una vez que el cuerpo del huésped queda inerte, los hongos emergen y nuevamente producen esporas, las cuales son diseminadas por el viento, la lluvia u otros insectos; quienes ayudan a expandir la infección (Castillo et al., 1995; Bustillo, 2001).

A manera general, el ciclo reproductivo de los hongos entomopatógenos presenta diversas fases de desarrollo:

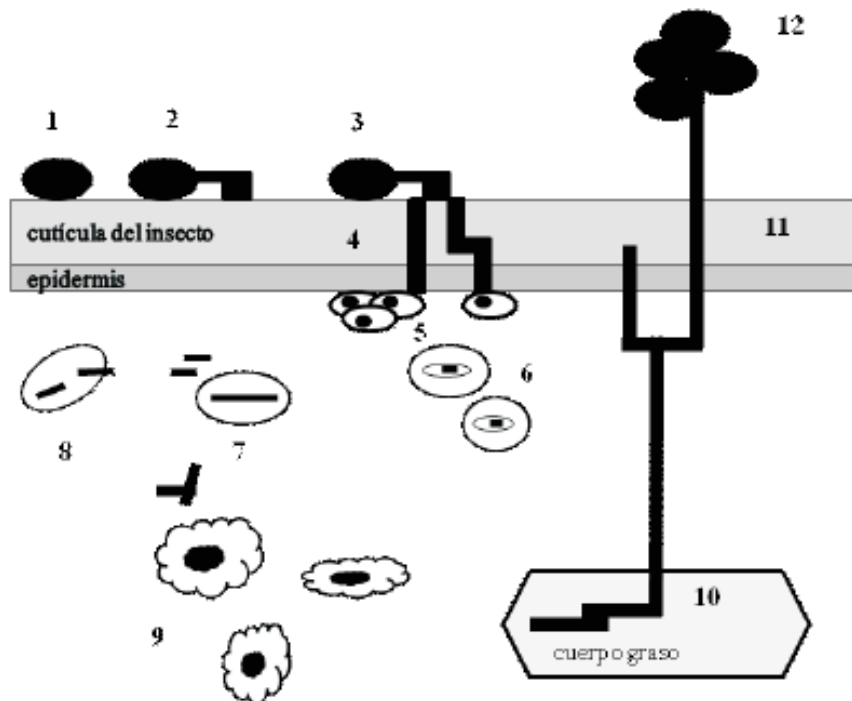


Figura 15.- Esquema del desarrollo de un hongo entomopatógeno. a) Adhesión de la espora a la cutícula del insecto, b) Germinación y formación del apresorio, c) Penetración de la cutícula, d) Crecimiento lateral y penetración en la epidermis, e) Agregación de los hemocitos en el lugar de penetración fúngica, f) Fagocitosis de cuerpos hifales por células fagocitos del insecto, g) Transformación a cuerpos levaduriformes, h) Evasión del sistema inmune, i) Propagación en el hemocel, j) Transformación a cuerpo hifal, k) Esporulación y germinación atravesando la cutícula del insecto, l) Diseminación de las esporas.(Tellez-Jurado et al., 2009)

a) La adhesión de la espora en la cutícula del hospedero.

El primer contacto entre el hongo entomopatógeno y el insecto sucede cuando la espora del primero es depositada en la superficie de este último. El proceso de adhesión ocurre en tres etapas sucesivas: adsorción de la espora a la superficie mediante el reconocimiento de receptores específicos de naturaleza glicoproteica en el insecto, la adhesión o consolidación de la interfase entre la espora pregerminada y la epicutícula.

b) La germinación de la espora en la cutícula del hospedero.

Esta ocurre cuando la conidia encuentra las condiciones favorables de humedad, temperatura y requerimientos nutricionales en la cutícula del hospedero, pudiendo producir estructuras de penetración como tubos germinativos y apresorio, para comenzar la fase de penetración.

c) Penetración en el hemocel del hospedero.

La forma en la que los hongos entomopatógenos penetran en el insecto depende de las propiedades de la cutícula tales como el grosor, la

esclerotización y la presencia de sustancias antifúngicas y nutricionales. Una vez establecido el proceso de adhesión, continua la penetración la cual es posible gracias a la acción combinada de dos mecanismos uno físico y uno químico, el primero consiste en la presión ejercida por una estructura fúngica denominada haustorio, la cual deforma primeramente la capa cuticular rompiendo luego las áreas esclerosadas y membranosas de la cutícula. El mecanismo químico consiste en la acción enzimática, principalmente de actividades hidrológicas tales como proteasas, lipasas y quitinasas, las cuales degradan el tejido en la zona de penetración, facilitando la entrada del hongo.

d) Replicación y dispersión en el hemocoele

Después de llegar al hemocoele, la mayoría de los hongos realizan transición dimórfica de micelio a levadura (blastosporas) y una vez que han evadido el sistema inmune del insecto, se produce una septicemia. La micosis induce a síntomas fisiológicos anormales en el insecto tales como convulsiones, carencia de coordinación, comportamientos alterados y parálisis. La muerte sobreviene por una combinación de efectos que comprenden el daño físico de tejidos, toxicosis, deshidratación de las células por pérdida de fluido y consumo de nutrientes.

e) La Muerte del insecto

Esta puede ser, el resultado de una combinación de factores incluyendo agotamiento de nutrientes, obstrucción física o invasión de órganos y toxicosis.

f) Colonización total del hospedante

Después de la muerte del insecto el hongo continúa creciendo saprofiticamente e invade todos los tejidos y órganos internos, el cadáver ya

colonizado se convierte en una “momia” resistente a la descomposición bacteriana, aparentemente debido a la acción de metabolitos producidos por el hongo.

g) Emergencia del hongo hacia el exterior.

Cuando las condiciones son favorables: ambiente húmedo y cálido; las hifas logran atravesar el tegumento del insecto ocurriendo la emergencia del hongo.

Generalmente la emergencia ocurre por las regiones menos esclerosadas del tegumento, como las membranas intersegmentales o los espiráculos, pero esto dependerá también del hospedante y de su estado de desarrollo.

Una vez que las hifas atraviesan el tegumento pueden permanecer en la fase vegetativa o iniciar el proceso de **esporulación** (fase reproductora) dentro de 24 a 48 horas dependiendo de la humedad relativa. Las hifas forman conidióforos que dan origen a esporas asexuales (conidias) que son unidades infectivas con función de dispersión.

Los factores ambientales controlan la producción de conidias, su supervivencia y su germinación por lo que son críticos para el desarrollo de las epizootias. La dispersión de las conidias es pasiva y su **diseminación** depende de la acción del viento, agua, hombre u otros organismos. (Bustillo, 2001; Tellez-Jurado et al., 2009; Maranhão and Maranhão, 2009).

2.10. *Isaria fumosorosea*

Isaria fumosorosea antes *Paecilomyces fumosoroseus*, fue morfológicamente descrito por M. Wize en 1904, se encuentra comúnmente en el suelo y fue aislado por primera vez de la fase inmadura en un gorgojo de la remolacha azucarera en Ucrania, desde entonces ha sido registrado en diferentes países, causando sorprendentes epizootias (Zimmermann, 2008).

I. fumosorosea en un organismo capaz de infectar gran variedad de insectos, algunos de los mas susceptibles son; escarabajos, pulgones, psilidos, avispas, termitas, trips, mariposas y la mayor parte de las investigaciones se han realizado contra diferentes especies de moscas blancas (Hoy et al., 2010). En todas sus fases de desarrollo este hongo, provoca altos niveles de mortalidad a mayor velocidad en comparación a otros hongos entomopatógenos durante las 24 y 48 horas posteriores a la aplicación. Sin embargo ha sido difícil para los investigadores estudiar este hongo en laboratorio, debido a que por sus necesidades nutricionales eran muy especificas, este no lograba esporular lo suficientemente, para ser propagado masivamente.

Este entomopatógeno se ha descrito como un hongo que crece

rápidamente, con colonias de micelio blanco, y estas pueden cambiar de un color púrpura a rosa color y producir sinemas rosas. Los fiálides son en forma de botella y las conidias son cilíndricas a fusiformes (Fig.16). La eficiencia de *I. fumosorosea* como bioinsecticida, es variante, conforme el aislamiento que se utilice, algunos de estos suelen estar asociados con un insecto específico, como el caso de *Bemisia tabaco*, mientras otros presentan un amplio rango de hospederos (Zimmerman, 2008).

2.10.1. Clasificación taxonómica de *Isaria fumosorosea*

Reino: Fungi

División: *Ascomycota*

Clase: Sordariomycetes

Subclase: hypocreomycetidae

Orden: Hypocreales

Familia: Cordycipitaceae

Género: *Isaria*

Especie: *fumosorosea*

Humber et al., 2011

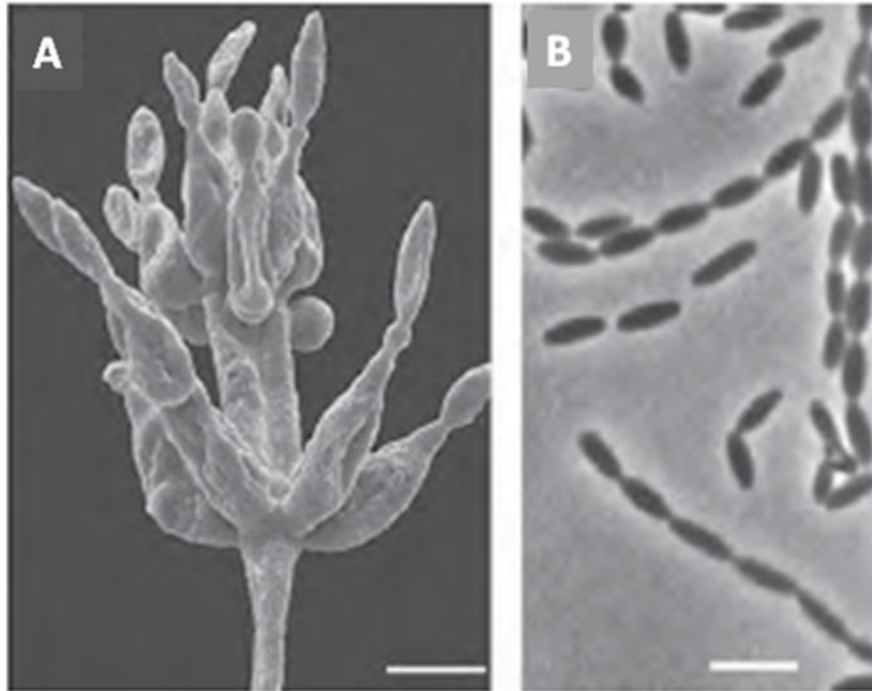


Figura 16.- Ligeramente aumentado de *Isaria*: a) Células de los conidióforos (espiral de fialides) con la baseinchada y cuellos prominentes sosteniendo las conidias a 3 micras, b) Cadena de conidias a 5 micras (Foto: J.M. Meyer et al., 2008).

III. OBJETIVOS

Objetivo general

Evaluar la efectividad de *Isaria fumosorosea* sobre la fluctuación poblacional de la mosquita blanca *Trialeurodes vaporariorum* bajo condiciones de invernadero.

Objetivos específicos:

- Estimar la efectividad biocida de *Isaria fumosorosea* sobre huevecillos y ninfas de *Trialeurodes vaporariorum* con, una, dos y tres aplicaciones.
- Estimar la efectividad biocida de *Isaria fumosorosea* sobre huevecillos y ninfas de *Trialeurodes vaporariorum* a dosis de 1×10^6 , 1×10^7 y 2×10^8

IV. HIPÓTESIS

- Los huevecillos y ninfas de *Trialeurodes vaporariorum* son susceptibles al hongo entomopatógeno *Isaria fumosorosea* bajo condiciones de invernadero.
- Al menos una concentración causara un 50% de mortalidad o superior.
- A mayor dosis concentrada de esporas de *Isaria fumosorosea*, mayor mortalidad sobre huevecillos y ninfas de *T. vaporariorum*
- A mayor numero de aplicaciones, mayor % de mortalidad sobre huevecillos y ninfas de *T. vaporariorum*

V. METODOLOGÍA

5.1. Localización del sitio experimental

La presente evaluación se llevo a cabo de Junio a Agosto de 2014, los bioensayos fueron desarrollados dentro del invernadero experimental que pertenece al Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, ubicada en Buenavista Saltillo, Coahuila, México; localizado a 25° 21' 07" N, 101° 01' 36" O con una altitud de 1,782

msnm. El material biológico fue analizado dentro del laboratorio y cámaras bioclimáticas siete y ocho pertenecientes a la misma universidad.

5.1.1. Material biológico utilizado

Para la realización de los bioensayos se utilizó una cepa de *Isaria fumosorosea*, que se encuentra depositada dentro del cepario personal del Dr. Sergio R. Sánchez Peña ubicado dentro del Departamento de parasitología de la UAAAN.

Isaria fumosorosea (Cepa IF8B19), aislada de *D. citri* en San Pedrito, Gómez Farías, Tamaulipas, México, ubicado a 25° 59' 33"N, 99° 8' 34.82" W.



Figura 17.- Cepa IF8B19

El aislamiento y purificación de esta cepa, se realizó en medio PDA con ayuda de un asa bacteriológica, la cual ayudó a traspasar los conidios y esparcirlos los conidios a una caja con medio estéril, con la técnica de estriado o barrido. Posteriormente las cajas sembradas se colocaron en un lugar limpio y a temperatura ambiente, donde el hongo continuó su crecimiento, hasta la esporulación. Después se mantuvieron en refrigeración a 4° C, hasta su utilización en estos bioensayos.

5.1.2. Siembra y establecimiento de plantas de frijol en invernadero

Las plantas de frijol *Phaseolus vulgaris* L var. flor de mayo se sembraron, en vasos transparentes de 1000 ml de capacidad con suelo-agua como sustrato, depositando seis semillas en cada vaso y estas se mantuvieron juntas dentro de un espacio libre de otros insectos, por un periodo de 15 a 20 días de edad posteriores a la germinación (Fig. 18). Los riegos se realizaron manualmente cada 24 hrs, en la base de la planta con ayuda de una regadera con orificios finos.



Figura 18.- Establecimiento de plantas de frijol variedad flor de mayo.

5.1.3. Establecimiento del cohorte poblacional de *Trialeurodes vaporariorum*

Las plantas de frijol fueron trasladadas a un invernadero cercano, dentro del cual se contaba con una variedad de cultivos y malezas, infestadas con *T. vaporariorum* libres de insecticidas. Las plantas fueron expuestas entre estos cultivos, durante 72 horas, para conseguir un alto porcentaje de infestación con huevecillos y ninfas. Posteriormente las plantas infestadas, fueron transportadas a su lugar inicial libre de otros insectos, en donde se aplicaron los

tratamientos con *Isaria fumosorosea*. En total fueron establecidos tres cohortes; Uno para huevecillos y Dos para ninfas (Fig. 19a y 19b).



Figura 19.- a y b) Exposición de plantas sanas, entre malezas infestada con *Trialeurodes vaporariorum*

5.1.4. Preparación de los tratamientos

Cajas petri con crecimiento y coloración típica de esporulación de *Isaria fumosorosea*, fueron raspadas para cosechar las esporas. En seguida, estas fueron suspendidas en agua estéril con 0.05% de surfactante de uso agrícola (Bionex). Posteriormente las concentraciones de 1×10^6 , 1×10^7 y 2×10^8 fueron ajustadas con la ayuda de un hemocitrómetro (Cámara de Neubauer), bajo un microscopio compuesto a 40X (Figura 17).

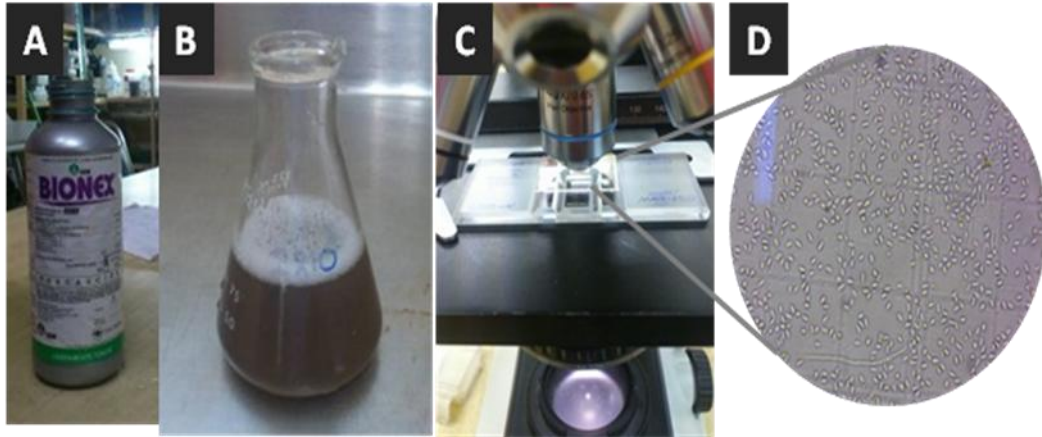


Figura 20.- a) Surfactante de uso agrícola, b) Preparación de la solución madre, c) Ajuste de las concentraciones, d) Conteo de conidias.



Figura 21.- Tratamientos: Testigo-Agua, *Isaria fumosorosea* 1×10^6 , *Isaria fumosorosea* 1×10^7 e *Isaria fumosorosea* 2×10^8

5.1.5. Establecimiento de los tratamientos

Para la realización de las aplicaciones del formulado *Isaria fumosorosea*, fueron distribuidos los tratamientos 1×10^6 , 1×10^7 y 2×10^8 esporas/ml y el testigo (agua+ tween 80), en un diseño experimental completamente al azar, donde se consideró como repetición (Una maceta con 6 plantas) (Fig. 21).

- En el primer bioensayo se evaluaron 3 tratamientos con 5 repeticiones; con una, dos y tres aplicaciones.

- Para el Segundo y Tercer bioensayo se evaluaron 3 tratamientos con 10 repeticiones; con una, dos y tres aplicaciones (Cuadro 1) (Fig. 22).

Cuadro 1.- Generalidades del Primer Bioensayo.

No. de Aplicaciones	Tratamientos	Formulación	Método de Aplicación	Estado Biológico de <i>T. vaporariorum</i>
1,2 y 3	T1) Testigo Agua	Esporas de	Aspersión	Huevecillo
	T2) <i>Isaria</i> 1×10^7	<i>Isaria</i> + Agua +	Manual	
	T3) <i>Isaria</i> 2×10^8	0.05% tween 80	Foliar	

Cuadro 2.- Generalidades del Segundo y Tercer Bioensayo.

No. de Aplicaciones	Tratamientos	Formulación	Método de Aplicación	Estado Biológico de <i>T. vaporariorum</i>
1,2 y 3	T1) Testigo Agua	Esporas de	Aspersión	Ninfa
	T2) <i>Isaria</i> 1×10^6	<i>Isaria</i> + Agua +	Manual	
	T3) <i>Isaria</i> 2×10^7	0.05% tween 80	Foliar	



Figura 22. Repetición (Una maceta con 6 plantas)



Figura 23.- Establecimiento de los tratamientos

5.1.6. Aplicación de los tratamientos

La aplicación de las suspensiones se efectuó tres días posteriores a la infestación, comenzando con el testigo, seguido de los tratamientos 1×10^6 , 1×10^7 y 2×10^8 esporas/ml. y fueron dirigidas hacia el envés del área foliar de las plantas de frijol (Fig. 22), tratando de lograr una mejor cobertura en el follaje, utilizando un atomizador manual para cada tratamiento. Las aspersiones se realizaron en las siguientes fechas; Huevecillos: 16, 24 y 27 de Julio de 2014, Ninfas: 7, 24 y 28 de julio, por la tarde con la finalidad de darle mejores condiciones al hongo y permitirle adaptarse mejor.

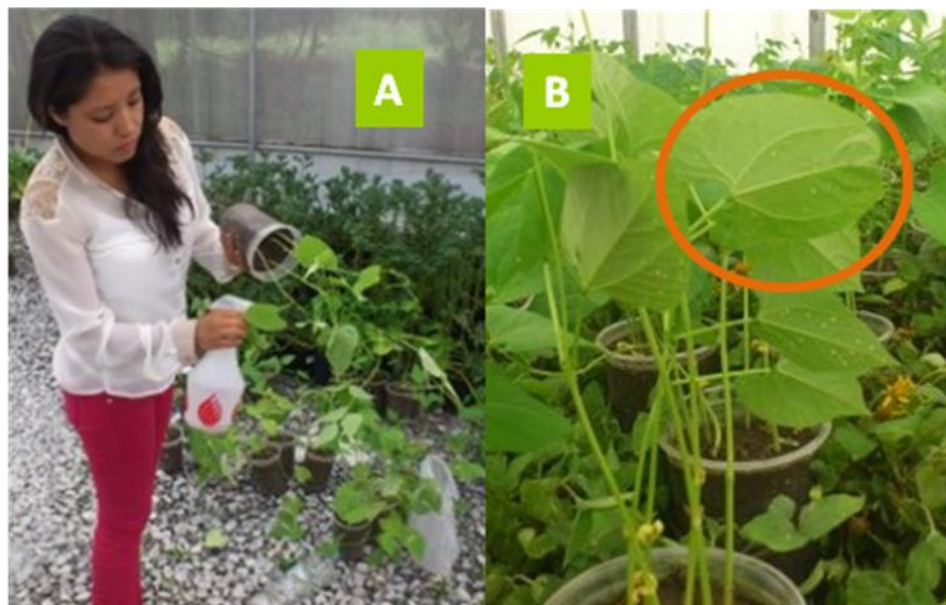


Figura 24.- a) Aspersión manual, sobre el envés en hojas de las plantas de frijol, b) Áreas tratadas con diferentes dosis de *Isaria fumosorosea*

5.1.7. Evaluación de la efectividad entomopatógena de *Isaria fumosorosea* en el control de *T. vaporariorum*

La determinación del porcentaje de mortalidad se realizó 72 horas posteriores a las aplicaciones, el conteo individual de huevecillos y ninfas muertas o parasitadas, se realizó cortando folíolos al azar en cada tratamiento, las cuales se etiquetaron y se llevaron al laboratorio, en donde con ayuda de un microscopio estereoscópico fueron observadas. La mortalidad fue considerada, a través del cambio en las características de *T. vaporariorum* (color, brillo, tamaño) y la presencia de crecimiento micelial, técnica utilizada por Rodríguez y del Pozo (2003).

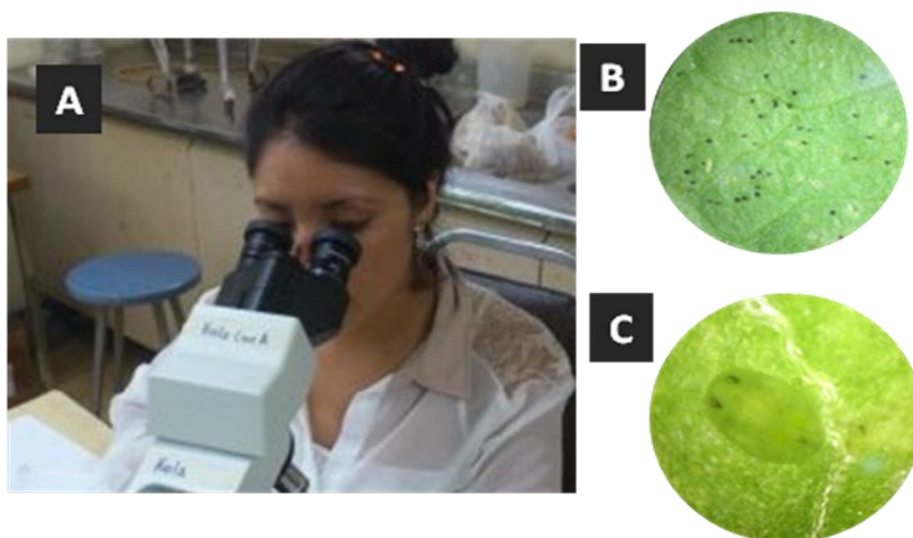


Figura 25.- a) Determinación de individuos muertos, b) Conteo de huevecillos, c) Conteo de ninfas.

5.1.8. Análisis de datos

Los datos obtenidos de la mortalidad fueron sometidos a un análisis de varianza (ANOVA), y a una prueba de comparación múltiple de medias, mediante la prueba de Tukey (0.05) mediante el programa Statistical Analysis System (SAS, Institute, 2005).

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

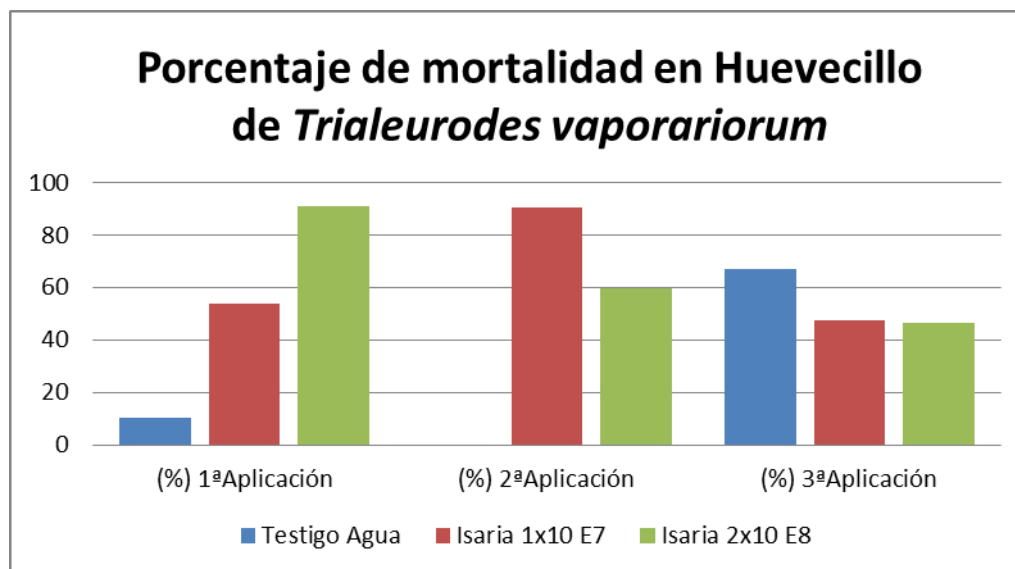
6.1. Primer Bioensayo.- Evaluación de la efectividad entomopatógena de *Isaria fumosorosea* en el control de huevecillos de *T. vaporariorum*

De las suspensiones asperjadas sobre huevecillos de *T. vaporariorum* en los foliolos de plántulas de frijol, se registró que, ambas dosis a concentraciones baja: 1×10^7 y alta: 2×10^8 fueron patogénicas para estos (Grafica 1). Cuando se realizó solo una aplicación a dosis alta de 2×10^8 , se logró controlar la eclosión de los mismos en un 91.03%, con respecto al testigo que se mantuvo en un 10.32% en mortalidad natural.

No obstante, al realizar dos aplicaciones a una dosis baja de 1×10^7 se logra obtener resultados semejantes de 90.51% en mortalidad. Sin embargo, en el lapso de tiempo transcurrido entre la primera y tercera aplicación, la población de huevecillos decayó naturalmente, por lo que los valores registrados en ambos tratamientos en cuanto a mortalidad, fue similarmente bajo; 47.38% con dosis de 1×10^7 y 46.36% para dosis alta de 2×10^8 , con respecto al testigo que fue 20.33% (Cuadro 3). Todos los porcentajes de mortalidad fueron sometidos a las mismas condiciones de Humedad relativa y temperatura, la cual vario entre $28 \pm 2^\circ\text{C}$ y 70 % de HR.

Cuadro 3.- Porcentaje de mortalidad en huevecillos de *Trialeurodes vaporariorum*

	(%) 1ªAplicación	(%) 2ªAplicación	(%) 3ªAplicación
Testigo Agua	10.32	0	67.2
Isaria 1×10^7	53.9	90.51	47.38
Isaria 2×10^8	91.03	59.75	46.36



Grafica 1.- Mortalidad acumulada en huevecillos, causada por *Isaria fumosorosea* a dosis baja y dosis alta; con una, dos y tres aplicaciones.

6.1.1. Primer Bioensayo: Diseño factorial

Cuadro 4. ANVA para mortalidad de huevecillos por *Isaria fumosorosea* y un testigo

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Tratamientos	2	56109.80955	28054.90477	42.03	<.0001***
Fecha	2	4037.35595	2018.67798	3.02	0.0521ns
Tratamiento*Fecha	4	31524.60756	7881.15189	11.81	<.0001***
Error experimental	126	84102.5862	667.4808		
Total Correcto	134	175774.3593			

$R^2 = 0.521531$, $CV = 60.82588$, *** Indica significancia, contraste con valor de F a $P < 0.001$, ns=no significativo.

Cuadro 5.- Medias para mortalidad de huevecillos por *Isaria fumusorosea* en tratamientos

Tratamientos	Media	Agrupamiento (Tukey; P< 0.05)
Testigo	13.655	B
Isaria 1x10 ⁷	56.163	A
Isaria 2x10 ⁸	57.606	A

*Medias con la misma letra no son significativamente diferentes.

Cuadro 6.- Medias para mortalidad de huevecillos por *Isaria fumusorosea*, por aplicación.

Aplicación	Media	Agrupamiento (Tukey; P< 0.05)
F1	46.755	A
F2	45.913	A
F3	34.756	A

*Medias con la misma letra no son significativamente diferentes.

En el cuadro cuatro y cinco, se aprecia el ANVA donde los resultados analizados No son significativamente diferentes uno de otro, lo que indica que es posible utilizar dosis que varíen entre rangos de 1x10⁷ a 2x10⁸ y lograremos obtener resultados similares, y así lograr evitar la eclosión de huevecillos, logrando con esto reducir significativamente la emergencia de nuevos individuos que, si las condiciones ambientales les favorecen, lograrían triplicar la población en generaciones traslapadas.

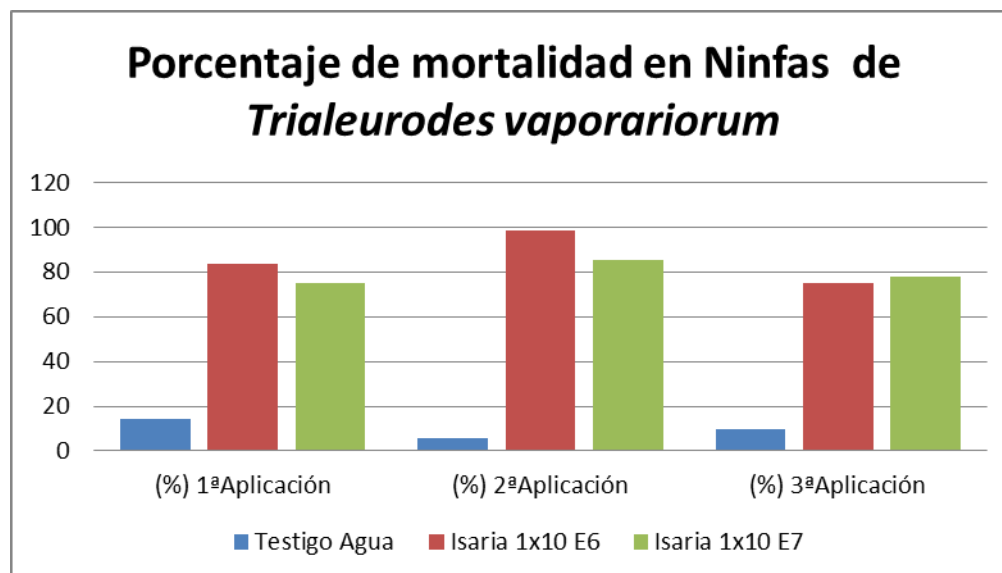
6.2. Segundo y Tercer Bioensayo.- Evaluación de la efectividad entomopatógena de *Isaria fumosorosea* en el control de ninfas de *T. vaporariorum*

Ambas concentraciones evaluadas sobre ninfas de *T. vaporariorum* fueron patogénicas, causaron mortalidad sobre la dinámica poblacional. La concentración baja 1×10^6 de la suspensión de esporas de *I. fumosorosea* en agua, presento los mayores porcentajes de mortalidad (83,82, 98.23 y 75.02% con respecto al testigo), al realizar una, dos y tres aplicaciones (Tabla 2).

Cuando se realizaron dos aplicaciones a concentración alta de 1×10^7 , se registró una similitud del 80%, que al haber aplicado una sola aplicación de 1×10^6 . Al realizarse dos aplicaciones a concentración alta, se logró reducir a las ninfas en un 85.06%, un 13.17% menos, que al haber realizado dos aplicaciones a concentración de 1×10^6 , con respecto a la mortalidad natural del testigo que fue de 5.81% (Grafica 2). Todos los porcentajes de mortalidad fueron sometidos a las mismas condiciones de Humedad relativa y temperatura, la cual vario entre $28 \pm 2^\circ\text{C}$ y 70 % de HR.

Cuadro 7.- Porcentaje de mortalidad en Ninfas de *Trialeurodes vaporariorum*

	(%) 1ªAplicación	(%) 2ªAplicación	(%) 3ªAplicación
Testigo Agua	14.35	5.81	9.43
Isaria 1×10^6	83.83	98.23	75.02
Isaria 1×10^7	75.02	85.06	77.66



Grafica 2.- Mortalidad acumulada en Ninfas en bioensayo 1 y 2, causada por *Isaria fumusorosea* a dosis baja y dosis alta; con una, dos y tres aplicaciones.

6.2. 1. Segundo Bioensayo: Diseño factorial

Cuadro 8. ANVA para mortalidad de ninfas por *Isaria fumusorosea* y un testigo

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Tratamientos	2	70966.71955	35483.35977	193.21	<.0001***
Fecha	2	1240.40446	620.20223	3.38	0.0390*
Tratamiento*Fecha	4	4501.12865	1125.28216	6.13	0.0002***
Error experimental	81	14875.68701	183.65046		
Total Correcto	89	91583.93966			

$R^2 = 0.837573$, $CV = 27.04809$, *, *** Indica significancia, contraste con valor de F a $P < 0.05$, $P < 0.001$.

Cuadro 9. Medias para mortalidad de ninfas por *Isaria fumusorosea* en tratamientos

Tratamientos	Media	Agrupamiento (Tukey; $P < 0.05$)
Testigo	11.142	C
Isaria 1×10^6	76.243	A
Isaria 1×10^7	62.922	B

*Medias con la misma letra no son significativamente diferentes.

Cuadro 10. Medias para mortalidad de ninfas por *Isaria fumusorosea*, por aplicación.

Aplicación	Media	Agrupamiento (Tukey; $P < 0.05$)
F1	48.914	AB
F2	55.126	A
F3	46.268	B

*Medias con la misma letra no son significativamente diferentes.

6.2.2. Tercer Bioensayo: Diseño factorial

Cuadro 11. ANVA para mortalidad de ninfas por *Isaria fumusorosea* y un testigo

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Tratamientos	2	57198.12843	28599.06421	143.32	<.0001***
Fecha	2	1135.68984	567.84492	2.85	0.0639ns
Tratamiento*Fecha	4	4795.67059	1198.91765	6.01	0.0003***
Error experimental	81	16163.81226	199.55324		
Total Correcto	89	79293.30112			

$R^2 = 0.796152$, $CV = 28.05112$, *** Indica significancia, contraste con valor de F a $P < 0.001$, ns=no significante.

Cuadro 12. Medias para mortalidad de ninfas por *Isaria fumusorosea* y un testigo

Tratamientos	Media	Agrupamiento (Tukey; P< 0.05)
Testigo	14.710	B
Isaria 1x10 ⁶	68.593	A
Isaria 1x10 ⁷	67.775	A

*Medias con la misma letra no son significativamente diferentes.

Cuadro 13. Medias para mortalidad de ninfas por *Isaria fumusorosea* y un testigo, por fecha de aplicación.

Fechas	Media	Agrupamiento (Tukey; P< 0.05)
F1	48.950	A
F2	55.240	A
F3	46.888	A

*Medias con la misma letra no son significativamente diferentes.

En los cuadros siete y diez, se aprecia el ANVA donde los resultados analizados indican una ligera diferencia mínima significativa para el Tratamiento de ninfas de a una concentración de 1x10⁶ en el primer bioensayo, sin embargo al repetir dicha evaluación (tercer bioensayo) el análisis de datos indica que No son significativamente diferentes uno de otro, lo que indica que es posible utilizar ambas dosis en el control de ninfas de *Trialeurodes vaporariorum* y se lograra reducir similarmente la población, logrando con esto reducir significativamente la emergencia de nuevos individuos que, si las condiciones ambientales les favorecen, lograrían triplicar la población en generaciones traslapadas.

Se observó en contadas ocasiones, el desarrollo característico de *I. fumosorosea* sobre la superficie de ninfas muertas, lo que puede atribuirse a la baja HR registrada durante la realización de los bioensayos. En la mayoría de los registros de esporulación de los hongos entomopatógenos, se reportan HR superiores al 85% lo que induce a la formación de conidias, una vez que emergen del interior del insecto (Maranhão and Maranhão, 2009).

Los resultados de los datos obtenidos en estos bioensayos, son corroborados con algunos autores como; Rodríguez y Del Pozo (2003), quienes colectaron diferentes cepas de *Isaria fumosoroseus* en cultivos de tomate orgánico y evaluaron el efecto de la concentración de 1×10^7 esporas/mL⁻¹, registrando que la población de ninfas se ve afectada en rangos de 49.30 a 92.11%, algo semejante a la mortalidad observada al realizarse una sola aplicación en dosis más bajas de 1×10^6 .

Scorsetti et al (2007), reportan que al asperjar suspensiones de conidias a concentraciones de 1×10^7 conidias/ml, obtuvieron mortalidades que varían desde un 26.6% a 76.6%, 7 días post-infección y mencionan que naturalmente, estos rangos de mortalidad son frecuentemente encontrados sobre ninfas de *B. tabaci* micosadas por *I. fumosorosea* en cultivos de tomate en Argentina.

Avery et al (2015), realizaron pruebas similares, evaluando suspensiones de blactosporas a concentración de 1×10^7 esporas/ml, pulverizadas directamente a *Trialeurodes vaporariorum* obteniendo resultados de 56, 68 y 98% en mortalidad, virulencia muy similar a la observada y registrada en estos bioensayos, además mencionan que el uso de agentes tensoactivos (surfactantes) como el Triton X-100 y Tween 80 no afectan el porcentaje de germinación.

VII. CONCLUSIONES

Isaria fumosorosea (Cepa IF8B19), es altamente patogénica para huevecillos y ninfas de mosca blanca de los invernaderos *Trialeurodes vaporariorum* a concentraciones que van desde 1×10^6 , 1×10^7 y 2×10^8 .

Los más altos porcentajes (91.03) de mortalidad para huevecillo se alcanzó, cuando se asperjo una sola suspensión de 2×10^8 .

Los más altos porcentajes (83.87) de mortalidad para ninfas se alcanzó, cuando se asperjo una sola suspensión de 1×10^6 .

El agente tensoactivo Tween 80 de uso agrícola, no afectó el porcentaje de germinación en esporas de *Isaria fumosorosea* evaluada en este trabajo.

Los resultados indican que utilizando una dosis baja de 1×10^6 y dosis alta de 2×10^8 se obtiene un buen control de ninfas y huevecillos de *T. Vaporariorum*.

VIII. LITERATURA CITADA

- Arenas, O. L. D., Valente G. F. y Hernández R. C. 1999. Efecto del endosulfán sobre la abundancia de mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* (West.) y sus parasitoides en Morelos, México. En: Colegio de postgraduados, Instituto de fitosanidad; Avances en la investigación.
- Avery, B. P., Simmonds M. S. J. and Jane F. 2015. Comparative growth and efficacy of Trinidadian strains of *Isaria fumosorosea* blastospores for controlling *Trialeurodes vaporariorum* on bean plants. JBiopest. 8(1):01-12 pp.
- Borror, D. J., Triplehorn C. A. and Jhonson N.F. 1989. An Introduction to study of insects. 6th. Edition, Philadelphia. New York. 639 pp.
- Bueno, J. M., Cardona C., Chacón, P. 2005. Fenología, distribución espacial y desarrollo de métodos de muestreo para *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: aleyrodidae) en habichuela y frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) Revista Colombiana de Entomología. 31 (2): 161-170 pp. Colombia
- Bustillo, A. 2001. Hongos en insectos y posibilidades de uso en el control biológico de plagas en Colombia. En: Seminario "Uso de entomopatógenos en Colombia". Sociedad Colombiana de entomología. Bogotá. 30-53 pp.
- Bernal, L., Pesca L., Rodríguez D., Cantor F., Cure J. R. 2008. Plan de muestreo para *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) en cultivos comerciales de tomate. Agronomía Colombiana 26(2): 266-276 pp. Colombia

- Bouhous, B. and Larous L. 2012. Efficiency of the entomopathogenic fungus *Verticillium lecanii* in the biological control of *Trialeurodes vaporariorum*, (Homoptera: Aleyrodidae), a greenhouse cultura pest. African Journal of Microbiology Research. 6(10): 2435-2442 pp. África
- Castillo, P., Acosta N. y Clliezar A. 1995. Control microbiológico de plagas artrópodas. En: Manual para la enseñanza del control biológico en América Latina. DPV-EAP No. 622. Honduras: Zamorano, 51-72 pp.
- Cavallazzi, G., Prieto A. and Ariza R. 1998. Evaluation of entomopatogenic *Verticillium lecanii*(Zimm.) Viegas in the control of the soft scale *Philephedra tuberculosa* Nakahara & Gill in the guanabana(*Anona muricata*). Agronomía Colombiana. 15(2,3): 106-111 pp. Colombia
- Carapia-Ruiz, V. E. & Castillo-Gutiérrez, A. 2013. Estudio comparativo sobre la morfología de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) y *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae). Acta Zoológica Mexicana (n. s.), 29(1): 178-193 pp. México
- Camarillo, G. R., Ortega A. L. D., Serrato C. M. A. y Rodríguez H. C. 2009. Actividad biológica de *Tagetes filifolia* (Astereceae) en *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae). Revista Colombiana de Entomología. 35(2): 177-184 pp. México
- CESAVEG, 2014. COMITÉ ESTATAL DE SANIDAD VEGETAL DE GUANAJUATO. Manual de plagas y enfermedades en frijol [En línea] Disponible en: <https://www.cesaveg.org.mx> [consultado 16 de septiembre del 2015].

- Cortez-Madrigal, H., Ortiz-García C. F., Alatorre-Rosas R., Bravo-Mojica H., Mora-Aguilera G. y Aceves-Navarro L. A. 2002. Caracterización cultural de cepas de *Lecanicillium*(=*Verticillium*) *lecanii* (Zimm.) Zare y Gams y su patogenicidad sobre *Toxoptera aurantii* Boyer. Revista Mexicana de Fitopatología. 21(2): 162-167 pp. México
- Cuellar, M. E. y Morales F. J. 2006. La mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) como plaga y vectora de virus en frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.). Revista Colombiana de Entomología. 32(1): 1-9 pp. Colombia
- De la Rosa, C. G. 2009. Actividad biológica de extractos de *Tagetes* Lag. en la mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* West. (Hemiptera: Aleyrodidae). Tesis de Maestría en Ciencias, Colegio de postgraduados, Montecillo, Texcoco, Edo. De México.
- FAOSTAT, 2014. Food and Agricultural Organization Statistical (Estadística de la Organización para la Alimentación y la Agricultura). Panorama mundial del frijol. [En línea] Disponible en: https://www.google.com.mx/?gfe_rd=cr&ei=q4haVoPDGdOt8wfNv6TICw&gws_rd=ssl#q=faostat+2014 [Consultado el 25 de Agosto de 2015].
- Faria, M. and Wraight S. P. 2001. Biological control of *Bemisia tabaci* with fungi. Crop Protection. 20:767–778 pp. Brazil
- García, J., Benítez E. R. and López-Ávila A. 2007. Efecto de la densidad de población de *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae) sobre la eficiencia del depredador *Delphastus pusillus* (Coleoptera: Coccinellidae). Revista Corpoica de Ciencia y Tecnología Agropecuaria. 8(2): 17-21 pp. Colombia

- García-Guerrero, D. A., García-Martínez O. y Carapia-Ruiz V. E. 2015. Especies de moscas blancas (Hemiptera: Aleyrodidae), asociadas a cultivos y arvenses en el norte de Veracruz, México. *Entomología Mexicana*. 2: 552-557pp. México
- Granadillo, C. J. A. 2011. Identificación de parasitoides asociados a *Trialeurodes vaporariorum* Westwood (Hom: Aleyrodidae) sobre frijol *Phaseolus sp.* en cuatro municipios de la providencia García Rovira, Santander, Colombia. Trabajo presentado como requisito parcial para optar al título de Biólogo. Universidad Industrial de Santander. Bucaramanga, Colombia.
- Greenberg, S. M., Jones W. A. and Tong-Xian L. 2009. Tritrophic interactions among host plants, whiteflies, and parasitoids. *Southwestern Entomologist*. 34(4):431-445 pp. U. S. A.
- Hajek, A.E., Leger S.R.J. 1994. Interactions between fungal pathogens and insect hosts. *Annual Review of Entomology* 39:293:322 pp.
- Humber, R. A., Hansen K. S. and Wheeler M. 2011. *Isaria* plus *Paecilomyces*, *Purpureocillium*, and *Evlachovaea*. ARSEF Catalogo
- Hoy, M., Raghuwinder S. and Rogers M. 2010. Evaluations of a Novel Isolate of *Isaria fumosorosea* for Control of the Asian Citrus Psyllid, *Diaphorina Citri* (Hemiptera: Psyllidae). *Florida Entomologist*. 93 (1): 24-32 pp.
- INEGI, 2012. Instituto Nacional de Estadística y Geografía. Consumo de frijol en México. [En línea] Disponible en: <http://www.inegi.org.mx/> [Consultado el 10 de Agosto de 2015].

- Laznik, Z., Znidarcic D., Trdan S. 2011. Control of *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) adults on glasshouse-grown cucumber in four different growth substrates: an efficacy comparison on foliar application of *Steinernema feltiae* (Filipjev) and spraying with thiamethoxam. Turk J Agric For. 35: 631-640 pp. Slovenia
- López-Ávila, A. 2004. Biología y control biológico de las moscas blancas. Boletín Técnico: Manejo Integrado de las moscas blancas *Bemisia tabaco* (Gennadius) y *Aleurotrachelus sociales* Bondar. 41: 60 pp. Colombia
- Lourenção, L. A., Alves C. A., Fugi C. G.Q. and Matos E.S. 2008. Outbreaks of *Trialeurodes vaporariorum* (West.) (Hemiptera: Aleyrodidae) under field conditions in the state of São Paulo, Brazil. Neotropical Entomology 37(1): 089-091 pp. Brasil
- Macías-flores, A., Santillán-Ortega C., Robles-Bermúdez A., Ortiz-Catón M. and Cambero-Campos O.J. 2012. Selected events of resistance to insecticides in whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) in the world. Bio Ciencias. 2(2): 4-16 pp. México
- Maranhão, E.A.A. and Maranhão E.H.A. 2009. Hongos entomopatógenos: importante herramienta para el control de “moscas blancas” (Homoptera: Aleyrodidae). Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agronômica.(5-6):209-242 pp.
- Meyer, J. M., Hoy M. A. and Boucias D. G. 2008. Isolation and characterization of an *Isaria fumosorosea* isolate infecting the Asian citrus psyllid in Florida. Journal of Invertebrate Pathology. 99:96–102 pp.

- Pérez, R., García-González J., Cotes A. M. 2007. Efecto de un bioplaguicida sobre algunos parámetros poblacionales del depredador *Delphastus pusillus* (Coleoptera: Coccinellidae). Revista Colombiana de Entomología. 33 (2):116-123 pp. Colombia
- Premalatha, K. and Rajangam J. 2011. Efficacy of yellow sticky traps against greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Aleyrodidae: Hemiptera) in gerbera. Journal of Biopesticides. 4(2): 208-210 pp. Kodaikanal
- Rui-Rui, G., Wen-Ping Z., Huai-Tong W., Rui-Ming Z, Hong-Xu Z., Hui-Peng P., You-Jun Z., Brown J.K. and Doung C. 2014. Population structure of the greenhouse whitefly, on *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood), an invasive species from the americas, 60 years after invading China. Int. J. Mol. Sci. 15: 13388-13402 pp. China
- Robledo, C.T., Carrillo M. J. L., Sagahón R. J. C. 2000. Informe Nacional. En: IX Taller latinoamericano y del Caribe sobre moscas blancas y geminivirus, Panamá. 2-5 pp.
- Rodríguez, A. D. S. E. and. Del Pozo M. Ñ. 2003. Alternativa para el manejo de *Trialeurodes vaporariorum* Westwood en tomate orgánico en Uruguay. Bol. San. Veg. Plagas.29: 211-218 pp.
- Rodríguez, M. S., Gerding M. P. y France A. I. 2006. Selección de aislamientos de hongos entomopatógenos para el control de huevos de la polilla del tomate, *tuta absoluta* meyrick (Lepidoptera: gelechiidae). Agricultura técnica 66(2):151-158.

- Santiago, S.V., Hernández R. C., Arenas O. L. D. Martínez O. D. y Gil I. S. 2009. Repelencia de adultos de mosca blanca (*Trialeurodes vaporariorum* West.) con aceites esenciales. Fitosanidad. 13(1): 11-14 pp. México.
- Scorsetti, A. C., Humber R. A., De Gregorio C. and Lastra L. C. C. 2008. New records of entomopathogenic fungi infecting *Bemisia tabaci* and *Trialeurodes vaporariorum*, pests of horticultural crops, in Argentina. BioControl. 53: 787-796 pp.
- SIAP, 2015. Servicio de información agroalimentaria y pesquera. Superficie y avances de siembra del frijol. [En línea] Disponible en: <http://www.siap.gob.mx/frijol/>. [Consultado el 25 de Agosto de 2015].
- Seddigh S. and kiani L. 2012. Greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum* Westwood) control by *Encarsia Formosa* Gahan and its color preference in comercial gerbera greenhouses in Iran. Scholars Research Library. 3 (5): 2414-2418 pp. Irán
- Soler, R. & Van Lenteren J.C. 2004. Reproduction and development of *Eretmocerus eremicus* (Hymenoptera: Aphelinidae) on *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae). Proc. Neth. Entomol. Soc. 15: 111-117 pp. Netherlands
- Svetlana, N. M., Ruíz-Cancino, E., Coronado-Blanco, J.M. y Corona-López, A.M. 2010. Especies de *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae) que parasitan *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Homoptera: Aleyrodidae) en Tamaulipas y Morelos, México, y descripción de una especie nueva. Dugesiana 17(2): 129-135 pp. México

- Tanzini, M. S., Setten A. A. and Augusto N. 2001. Compatibilidad de Agentes tensoactivos con *Bauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*. Manejo Integrado de Plagas en Costa Rica. 59:15-18 pp.
- Tellez-Jurado, A., Ramírez C.M.G., Flores M. Y., Asaff A. T. y Arana C. A. 2009. Mecanismos de acción y respuesta en la relación de hongos entomopatógenos e insectos. REVISTA Mexicana de Micología. 30: 73-80 pp.
- Van Der Blom, J. 2002. Introducción artificial de la fauna auxiliar en cultivos agrícolas. Bol. San. Veg. Plagas. 28:107-118 pp. España
- Won-IL, C., Eun-Hee L., Byeoung-Ryeol C., Hyung-Man P. and Young-Joon A. 2003. Toxicity of plant essential oils to on *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae). J. Econ. Entomol. 96(5): 1479-1384 pp. Corea
- Zimmermann, G. 2008. The entomopathogenic fungi *Isaria farinosa* (formerly *Paecilomyces farinosus*) and the *Isaria fumosorosea* species complex (formerly *Paecilomyces fumosoroseus*): biology, ecology and use in biological control. Biocontrol Science and Technology.18(9): 865-901pp.