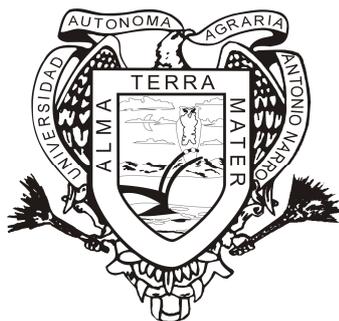


UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA

ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA



**CONTROL BIOLÓGICO DEL THRIPS DEL AJO *Thrips tabaci* (THYSANÓPTERA:
THRIPIDAE) CON HONGOS ENTOMOPATÓGENOS**

POR:

JULIÁN HERNÁNDEZ HERNÁNDEZ

TESIS

Presentada como Requisito Parcial para Obtener el Título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. Mayo de 2010.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA

ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

CONTROL BIOLÓGICO DEL THRIPS DEL AJO *Thrips tabaci* (THYSANÓPTERA:
THRIPIDAE) CON HONGOS ENTOMOPATÓGENOS

POR:

JULIÁN HERNÁNDEZ HERNÁNDEZ

TESIS

Que se Somete a Consideración del H. Jurado Examinador como Requisito Parcial
para Obtener el Título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Aprobada por:

Presidente



M.C. Antonio Cárdenas Elizondo

Sinodal



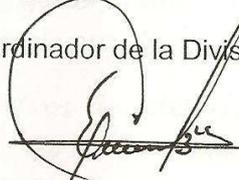
Dr. Gabriel Gallegos Morales

Sinodal



M.C. Claudio Rios Velasco

Coordinador de la División de Agronomía



Dr. Mario Ernesto Vázquez Badillo



Buenavista, Saltillo, Coahuila, México, ^{Coordinación} Mayo de 2010.
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

AGRADECIMIENTOS

A **Dios** ya que siempre ha estado en cada paso de mi vida, y que me ha brindado salud y que me dio la oportunidad de cumplir mis metas y espero que siga a mi lado (Gracias Dios).

A mi **ALMA TERRA MATER**, por haberme dado la gran oportunidad de forjarme como profesionista en esta casa de estudios.

Al **M.C. Antonio Cárdenas Elizondo** quien me dio su amistad, confianza y la oportunidad de trabajar en la presente investigación.

Al **M.C. Claudio Ríos Velasco** quien me dio su amistad y sobre todo su paciencia y apoyo durante la realización del presente trabajo.

Al **Dr. Gabriel Gallegos Morales** quien me brindo su apoyo en la realización del presente trabajo de investigación.

A la bióloga **Carolina Núñez Vásquez**, a quien le agradezco de corazón el haberme dado su amistad, apoyo y comprensión, y haberme dado tantos consejos para seguir adelante desde que la conozco.

A la señorita **Maria de Lourdes Altunar Altunar** quien ha estado a mi lado en cada uno de los momentos difíciles, por sus consejos y apoyo incondicional.

A mis entrenadores del **buitres gym**, a **Paco y Job** por la amistad que me dieron al conocerme y por sus consejos durante mi estancia en el gimnasio.

A todos mi amigos **Isidro, Híber, Eliud, Mari, Gari, Vega**, y a todos mis compañeros de generación con quienes conviví durante mi formación en esta casa de estudios.

A todos los maestros del departamento de **parasitología** quienes siempre compartieron sus conocimientos y me dieron sus sabios consejos.
A todos: **MUCHAS GRACIAS.**

DEDICATORIA

A mis padres

Al Sr. Julio Hernández Hernández

A la Sra. Catalina Hernández Antonia

Por su gran cariño por sus consejos que me han acompañado en cada momento de mi vida y que me han ayudado a superar innumerables retos, por haberme dado una hermosa familia.

A mis Abuelos paternos

Al Sr. Leonardo Hernández Hernández (†)

Quien siempre me dio buenos consejos y su gran cariño que siempre recordare con gran amor.

A la Sra. María Regina Hernández

Quien siempre me dio su amor y cariño y que es mi segunda madre también.

A mis abuelos maternos

Al Sr. Marciano Hernández (†)

A la Sra. María Antonia Hernández Félix

Quienes siempre me han dado un cariño incondicional y quienes y me han compartido sus mejores consejos y experiencias.

A mis hermanos

Marcos, Juan Martín, Odelia, María Guadalupe y Gerardo.

Con quienes compartí momentos felices y a quienes agradezco la felicidad en mi familia

	Pág.
AGRADECIMIENTOS.....	iii
DEDICATORIA.....	iv
ÍNDICE DE CONTENIDO.....	Vi
ÍNDICE DE CUADROS.....	Viii
ÍNDICE DE CUADROS DEL APENDICE.....	X
ÍNDICE DE FIGURAS.....	Xi
INTRODUCCIÓN.....	1
RESUMEN.....	4
REVISIÓN DE LITERATURA.....	5
Cultivo de Ajo.....	5
Origen del Cultivo.....	5
Historia del Cultivo.....	5
Taxonomía del Cultivo.....	5
Botánica.....	7
Morfología.....	7
Raíz.....	7
Tallo.....	7
Hojas.....	8
Fruto.....	8
Flor.....	8
Desarrollo Fenológico del Cultivo.....	8
Ciclo del Cultivo.....	8
Importancia del Cultivo.....	9
Historia y Distribución del Thrips de la Cebolla y Ajo.....	9
Orden Thysanóptera.....	10
Biología del Thrips Lindeman.....	11
Huevo.....	11

Larva Neonata.....	11
Larva de Segundo Estado.....	12
Proninfa.....	12
Ninfa.....	12
Comportamiento del Thrips del Ajo.....	13
Daños Ocasionados por <i>Thrips tabaci</i>	16
Control Químico.....	17
Control Natural.....	17
Control Cultural.....	18
Estación de Siembra.....	18
Irrigación.....	19
Lugar de cultivo.....	19
Trasplante.....	19
Desechos de Cultivo.....	20
Control Biológico.....	20
Parasitoides.....	20
Entomopatógenos.....	20
Hongos Entomopatógenos.....	21
Medios de Aislamiento de los Hongos Entomopatógenos.....	24
<i>Beauveria bassiana</i> (Viull).....	24
Ubicación Taxonómica de <i>Beauveria bassiana</i> (Viull).....	25
Características Morfológicas.....	25
Modo de Acción y Etapas de Infección.....	26
Etapas de Infección.....	26
Espectro de Acción.....	27
<i>Metarhizium anisopliae</i>	27
Ubicación Taxonómica de <i>Metarhizium anisopliae</i>	28
Morfología.....	29
Importancia.....	29

Modo de Acción de <i>Metarhizium anisopliae</i>	30
Sintomatología.....	31
Factores que Influyen en el Establecimiento y Acción del Hongo..	32
Humedad Relativa.....	32
Temperatura.....	33
Radiación Solar.....	34
Espectro de Acción.....	34
<i>Paecilomyces fumosoroseus</i>	35
Ubicación Taxonómica de <i>Paecilomyces fumosoroseus</i>	36
Morfología.....	37
Modo de Acción.....	37
MATERIALES Y MÉTODOS.....	38
Metodología.....	38
Incremento de Hongos Entomopatógenos.....	38
Aplicación de Hongos Entomopatógenos.....	39
Distribución de Tratamientos.....	41
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	42
CONCLUSIONES.....	49
LITERATURA CITADA.....	51
APÉNDICE.....	61

INDICE DE CUADROS

Cuadro	Pág.
1. En México los productos autorizados para el control de Trips en ajo por el Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria en coordinación con cofepris 2009.....	17
2. Enemigos naturales reportados para thrips.....	18
3. Géneros de hongos con posibilidades de uso en el control de insectos plaga (Roberts y Homber, 1984).....	22
4. Influencia de la humedad relativa sobre la germinación de esporas de <i>Metarhizium anisopliae</i> y de <i>Beauveria bassiana</i> a 25 °C después de 24 h...	33
5. Distribución de los tratamientos de hongos entomopatógenos evaluados en <i>Thrips tabaci</i> .	41
6. Análisis de Varianza de la efectividad de los tratamientos aplicados del primer muestreo comparado con el testigo, contra <i>Thrips tabaci</i> en ajo.	42
7. Análisis de Varianza de la efectividad de los tratamientos aplicados en el segundo muestreo comparado con testigo de post-aplicación, contra <i>T. tabaci</i> en ajo.....	44
8. Análisis de varianza de la efectividad del primer muestreo de la segunda aplicación de tratamientos comparado con testigo de post-aplicación.	46
9. Análisis de varianza de la efectividad de los tratamientos aplicados en el segundo muestreo de la segunda aplicación de tratamientos comparado con testigo de post-aplicación, contra <i>Thrips tabaci</i> en ajo.....	48

ÍNDICE DE CUADROS DEL APÉNDICE

Cuadro	Pág.
Cuadro 1A.- Análisis de varianza del muestreo de pre-aplicación en las parcelas de ajo tratados.....	61
Cuadro 2A.- Análisis de varianza del primer muestreo con testigo de post-aplicación.....	61
Cuadro 3A.- Análisis de varianza del segundo muestreo de la primera aplicación con ambos testigos.....	62
Cuadro 4A.- Análisis de varianza del segundo muestreo de la primera aplicación con testigo de pre-aplicación.....	62
Cuadro 5A.- Análisis de varianza del segundo muestreo de la primera aplicación con testigo de post-aplicación.	63
Cuadro 6A. Análisis de Varianza del primer muestreo de la segunda aplicación.....	63
Cuadro 7A. Análisis de varianza del segundo muestreo de la segunda aplicación.....	64

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Pág.
1. Imagen de <i>Thrips tabaci</i> L. en su estado adulto.....	11
2. Primer muestreo comparado con el testigo de post-aplicación.....	43
3. Segundo muestreo de la primera aplicación con testigo de post-aplicación.....	45
4. Primer muestreo de la segunda aplicación de los tratamientos.....	47
5. Segundo muestreo de la segunda aplicación de los tratamientos.....	49

INTRODUCCIÓN

El cultivo de ajo es de gran importancia debido a que se encuentra extendido por todo el mundo, a pesar de ser considerado una hortaliza, este cultivo es muy apreciado en el continente asiático y países latinos como un condimento esencial en la gastronomía de varios países, así mismo se le atribuyen propiedades medicinales lo cual lo hace más importante (García, 1998).

En México los principales estados productores de ajo son: Aguascalientes, Baja California, Guanajuato, Puebla, Sonora y Zacatecas (SAGARPA, 2008).

En el del cultivo de ajo existen diversos factores que influyen en la producción, tal es el caso de *Thrips tabaci*, el cual constituye una de las principales plagas que afectan a este cultivo, en sus diversas etapas fenológicas. Debido a que es un insecto polífago y a sus características, se han empleado diversos métodos de control, principalmente el químico, empleando varias aplicaciones de insecticidas. Se han considerado otras alternativas de control para *T. tabaci*, tales como; control natural (empleo de enemigos naturales) y algunas labores del control cultural los cuales ayudan a bajar considerablemente las poblaciones de ésta plaga.

El manejo de *T. tabaci* en ajo y cebolla se comenzó con el control químico, los cuales después se fueron especializando, hoy en día se han buscado nuevas alternativas para el control de esta plaga a lo cual hemos llegado a un contexto al cual se llama manejo integrado, en el que se implementan diversos métodos de control, dando como resultado un producto con la cualidades requeridas que exige el mercado actual, tanto nacional como internacional, producto de excelente calidad y sin residuos de plaguicidas. Esto ha dirigido a la agricultura a la búsqueda de nuevas alternativas de control que reduzcan la adquisición de resistencia a los insecticidas y la contaminación ambiental ocasionada por los diversos agroquímicos utilizados. En la actualidad ha surgido la necesidad de reducir el uso de plaguicidas y continuar con la búsqueda de nuevas alternativas

de control de plagas que sean más amigables con el medio ambiente y con la salud humana. De esta manera, el uso de insecticidas microbianos a base de: hongos, bacterias, virus y protozoarios; además del uso de nematodos, parasitoides y depredadores, son una alternativa al manejo químico de esta plaga. Por tal motivo, los insecticidas microbianos, en particular los hongos entomopatógenos poseen un gran potencial para el control de plagas insectiles debido a que es relativamente económico y muy factible desde el punto de vista tecnológico. Lo antes mencionado ha sido comprobado durante varios años ya que tanto productores, compañías e instituciones de investigación han mencionado la presencia de hongos entomopatógenos de forma libre en campos de cultivo controlando plagas de manera natural. Recientemente productos a base de *Beauveria bassiana* han sido registrados en los Estados Unidos para el control de thrips en ornamentales, hortalizas y cultivos básicos, BotaniGard® (Mycotech Corp.) y Naturalis®-O (Troy Biosciences), están disponibles para el manejo de thrips en invernadero (Roy Van Driesche, 2008). Con respecto a *Paecilomyces fumosoroseus* no se tienen reportes para el control de *T. tabaci* o alguna otra especie.

En base a lo anterior se plantearon los siguientes objetivos para el desarrollo de la presente investigación.

Objetivos

Evaluar diferentes aislados de hongos entomopatógenos contra *T. tabaci* en ajo en campo.

Determinar el aislado más eficiente de los tres hongos entomopatógenos en el control de *T. tabaci* en campo.

Hipótesis

Al menos uno de los aislados de hongos entomopatógenos aplicados en campo será efectivo para el control de *T. tabaci*.

Palabras Clave: Control biológico, Hongos entomopatógenos, *Beauveria bassiana*, *Metarrhizium anisopliae*, *Paecilomyces fumosoroseus*, *Thrips tabaci*

RESUMEN

El *Thrips tabaci* es la principal del ajo, ya que ocasiona grandes pérdidas en el cultivo. Los adultos de tisanópteros pueden ser alados o ápteros, mientras que los estados larvarios carecen de alas. La presente investigación se llevó a cabo en parcelas de ajo blanco de la variedad “perla”, ubicada en el campo experimental “El Bajío” de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. En el cual se realizó la aplicación de tres aislados de hongos entomopatógenos *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* y *Paecilomyces fumosoroseus*, comparados con un producto convencional (Malathion 50 %), después de la aplicación se realizaron muestreos contando números de individuos después de 7 y 13 días. Se efectuaron 2 aplicaciones de los tratamientos de hongos entomopatógenos. Se utilizó un Diseño de Bloques al Azar y los resultados obtenidos fueron analizados mediante un análisis de varianza (ANVA) y separados estadísticamente mediante una prueba de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$). Se encontró que los porcentajes de efectividad fueron 20 y 37 %, 29 y 42 % y 32 y 55 % para el primero y segundo muestreo, para *B. bassiana*, *M. anisopliae* y *P. fumosoroseus* respectivamente, mencionando que el control químico presentó mayor eficiencia en el control del *T. tabaci*.

REVISIÓN DE LITERATURA

CULTIVO DE AJO

Origen del Cultivo

El ajo es originario de Asia central incluyendo el noreste de la india, menciona también que se tienen evidencias reelevantes del cultivo y consumo entre los años 2780-2010 a. de c. (Valades, 1994).

Historia

El ajo se conoce desde épocas remotas, su consumo ha sido citado en textos de la época de los egipcios y la de los romanos, asociándolo como un alimento que daba mayor fuerza y vigor para la realización de trabajo físico, los Romanos fueron los primeros en usar al ajo como condimento (Díaz, 1975).

Durante la Edad Media fue utilizado como preventivo del cólera. Actualmente también se le considera por sus propiedades antisépticas, diuréticas, estimulantes de la secreción biliar y estomacal, vermífugo, vasodilatadores y por su efecto contra la arteriosclerosis y trombosis (García, 1998).

Su introducción a América se remonta a la época de la conquista española, quienes lo introdujeron a Cuba y de ahí al resto de las colonias. En México se reportan superficies sembradas de esta hortaliza a principios del Siglo XX en la región del Bajío, adquiriendo mayor importancia económica hasta mediados de siglo, en donde se tienen registradas las primeras exportaciones de ajo, como resultado de la ventaja comparativa que implica su posibilidad de cosecha en la época del año en la que se registra regularmente una oferta mundial baja (Espinosa *et al.*, 2003).

El uso principal del ajo es como condimento, particularmente en los platillos de la cocina asiática y latinoamericana, en algunos países de Europa y últimamente en los Estados Unidos. Las presentaciones requeridas por los consumidores son diversas, desde el bulbo del ajo en fresco o seco, en conserva y deshidratado. En México se tiene un consumo aproximado de 500 g/per cápita al año, de los cuales una cifra cercana al 82 % se consume fresco y el 18 % a través de diferentes productos derivados de procesos industriales como aceites, polvos, medicamentos, extractos (Acosta *et al.* 2008).

Taxonomía del Cultivo

Marzocca (1985), describe al ajo dentro de la siguiente clasificación.

Reino: Plantae

División: Embryophyta

Subdivisión: Angiospermae

Clase: Monocotyledonea

Orden: Liliales

Familia: Liliaceae

Subfamilia: Alloideae

Género: *Allium*

Especie: *A. sativum* L.

Botánica

En seguida se presenta la descripción botánica de ajo descrito por Valades, (1994).

El ajo es una planta monocotiledónea bianual, pero, se menciona que la segunda etapa de desarrollo de su floración se presenta en México específicamente en *Allium sativum* subespecie o variedad *vulgare* Kunz y que *A. sativum* subespecie o variedad *Sagittatum* kunz si presenta floración en la parte terminal del tallo, lo cual se ha observado en la zona norte de Guanajuato. Con respecto a la primera subespecie o variedad botánica (*vulgare*), la planta muere al concluir su ciclo vegetativo (Valades, 1994)

Morfología del Cultivo

Raíz

El sistema radical de esta especie es similar al de cebolla, el cual es fibrosa adventicia, estas se desarrollan a partir del tallo verdadero y alcanza profundidades de 40 a 80 cm concentrándose la mayoría entre los 45 y 50 cm. Guenkov (1980), señala que el ajo presenta raíz tipo barba, adventicia naciendo de la base del tallo.

Tallo

El tallo verdadero es parecido al de la cebolla; el tallo floral de la subespecie o variedad *Sagittatum* Kunz, es cilíndrico y hueco, pero no ensanchado como el de cebolla y puede alcanzar alturas de 1 a 1.2 m. La subespecie o variedad *vulgare* Kunz pocas veces forma tallos florales y cuando llega a presentarlo son muy rústicos.

Hojas

Las hojas son alternas y están compuestas de limbo y vainas; el limbo es plano, laminado y solido de aproximadamente 3 cm de ancho, lineal y termina en punta, las vainas son cilíndricas y constituyen un falso tallo.

Fruto

El bulbo del ajo es compuesto, formado por yemas, a los cuales comúnmente se le llama “dientes” y cada diente está formado por dos hojas y una yema vegetativa; la hoja externa forma la cutícula del diente y la interna la parte comestible. Los bulbos pueden estar compuestos de uno hasta 50 dientes, dependiendo del manejo, cultivar o variedad botánica.

Flor

La flor es una umbela densa, con flores de pétalos rosados sobre los largos pedicelos con brácteas; el pistilo y los estambres se proyectan fuera del perianto. Generalmente estas flores son estériles y en múltiples ocasiones abortan (Valades, 1994)

Alsina (1972), menciona que las flores están dispuestas en umbelas y cada flor tiene una corola, seis estambres y un pistilo.

Desarrollo Fenológico del Cultivo

Ciclo del Cultivo

El ajo se puede cultivar durante todo el año, en campo abierto, en huertas o parcelas, este cultivo comúnmente se asocia con lechuga o también se le puede poner en el borde de los bancales, su ciclo vegetativo es de ocho meses para las plantaciones de otoño y cuatro para las de primavera. Las plantaciones de

primavera comienzan de enero a marzo para la producción seca en invierno y en otoño se realiza desde octubre a noviembre para la producción fresca de verano (Tamaro, 1981).

Importancia del Cultivo

El ajo es un condimento muy empleado en la alimentación de la mayoría de los países del mundo, el cual se puede consumir en seco y fresco, a lo cual se comienzan a adaptar nuevas presentaciones (Juscafresa, 1996)

El ajo también tiene aplicaciones medicinales, por ejemplo como vermífugo, es usado para bajar la tensión arterial lo cual funciona favorablemente, heridas, quemaduras, callos, granos, reumatismo, contrarresta los efectos de piquetes de alacrán y animales ponzoñosos, así mismo es usado para muelas picadas, tuberculosis, bronquitis, tos, asma y difteria entre otras enfermedades (López, 1994).

Historia y Distribución del Thrips del Ajo.

El thrips de la cebolla *Thrips tabaci* Lindenman (Thysanoptera: Thripidae) constituye una de las principales plagas asociado a este cultivo. Se trata de un insecto polífago, el cual es cosmopolita ya que se encuentra en cualquier lugar donde crezca o se cultive la cebolla, principalmente en zonas cálidas (Castellanos *et al.*, 1991). Inclusive se reporta en la mayor parte de islas en donde también se encuentra como plaga de otras plantas.

Bournier (1983), menciona que se han encontrado diversos ecotipos los cuales presentan un grado de especificidad parasitaria y razas, las cuales presentan aptitudes distintas para la transmisión de virosis (Zawirska, 1976).

Orden Thysanóptera

Los Thysanoptera, piojos de plantas o thrips, son fáciles de reconocer por sus características muy distintivas. Algunos datos para su identificación son las siguientes; los insectos de este orden son delgados y muy diminutos (aproximadamente de 0.5 a 12 mm), presentan un color pálido a un color negruzco. Presentan antenas cortas de 6 a 9 segmentos, presentan dos pares de alas, estos son largos y estrechos, con poca o sin venación y puede presentar un fleco de pelos o setas largas en el ala. Patas cortas; tarsos de 1 a 2 segmentos, aparato bucal chupador raspador, el abdomen está formado por 11 segmentos, aunque el último está reducido en un esclerito, presentan metamorfosis intermedia entre simple y completa (Borrór *et al.*, 1989).

El orden Thysanoptera tiene dos subordenes; Terebrantia y Tubulifera, presentan apariencia diferente en el abdomen y desarrollo del ovipositor. En el mundo se encuentran aproximadamente 4500; y en América aproximadamente 600 especies de este orden (Borrór *et al.*, 1989).

Biología del *Thrips tabaci* Lindeman

Conocido también como Thrips de la cebolla. Se trata de una especie cosmopolita extendida en los 5 continentes, alcanzando gran parte de las islas. *T. tabaci*. es una de las plagas polífagas, siendo así plaga en un gran número de cultivos, en los distintos lugares del planeta (Lacasa, 1996).

Los adultos de este grupo pueden ser alados o ápteros, los estados larvarios carecen de alas. Las alas de estos insectos son largas y estrechas, con cerdas largas o cilios en los bordes del ala, aumentando cuando se encuentran en vuelo, cuando están en reposo estas se pliegan sobre el dorso del tórax (Fig. 1) (Lacasa, 1996).



Figura 1. Imagen de *Thrips tabaci* L. en su estado adulto.

Los thrips no presentan ninguna confusión con insectos de otros órdenes, las características de estos insectos ayudan a su reconocimiento, por su forma de aparato bucal y alas.

Lacasa (1996), presenta la siguiente descripción de los estados de desarrollo de *T. tabaci*.

Huevo

Este tiene forma reniforme; al principio es hialino o blanquecino y más estrecho hacia el polo anterior en el momento de la eclosión, en el que se aprecian dos puntos rojos los cuales corresponden a la futura larva dentro del huevo.

Larva Neonata

Este presenta un color blanquecino y cambia a una tonalidad amarilla en cuanto se desarrolla, en esta etapa la cabeza es larga y prominente, los ojos presentan una coloración rojiza. Las antenas están formadas por 6 segmentos, de los cuales los tres últimos no están bien diferenciados, el tercer y cuarto segmento

están marcados por líneas transversales de microsedas que le dan un aspecto grisáceo. Esta larva mide de 0.5 a 0.6 mm y presentan el abdomen reducido en comparación con el tórax. En el segundo segmento abdominal no presenta espiráculos; en el borde del noveno terguito abdominal presenta expansiones quitinosas triangulares y de color más oscuro, por delante de las sedas mayores del octavo terguito tiene 8 filas transversales de microsedas, lo que le proporciona un color más grisáceo en el extremo del abdomen de la larva neonata.

Larva de Segundo Estadio

En este estadio el insecto presenta características similares al estado anterior, solo que en esta fase los segmentos antenales están más diferenciados, también el abdomen presenta mayor volumen con respecto al estado anterior. Este presenta un color amarillo pálido o ceroso, al final del estado larval el insecto mide de 0.7 a 0.8 mm.

Proninfa

En este estado la coloración es blanquecina, presenta poco movimiento, las antenas no están bien desarrolladas y sus segmentos no están bien diferenciados, dispuestos hacia adelante, los esbozos alares no sobrepasan el tercer segmento abdominal.

Ninfa

Igual que el estado anterior este también presenta color blanquecino, en esta etapa las antenas se encuentran abatidas en el dorso de la cabeza y los esbozos alares sobrepasando el tercer segmento abdominal, la diferenciación entre sexos se puede apreciar desde la proninfa pero es más clara en el estado de ninfa, al aparecer los esbozos de las armaduras oxipitales. Al final del

desarrollo tienen el aspecto de adulto. Este adquiere la coloración definitiva de forma paulatina hasta alcanzar su coloración (Lacasa, 1996)

Comportamiento del Thrips del Ajo

El comportamiento de *T. tabaci* varía en cada región, se ha encontrado que en regiones templadas este insecto inverna en forma de hembra adulta, mientras que en las zonas cálidas este puede invernar en cualquier estado, debido a las características del lugar. Las hembras incrustan los huevos en los tejidos tiernos de las hojas, de las flores o de los brotes, lo cual permite asegurar la eclosión de las larvas de este insecto (Lacasa, 1996).

Sakimura (1961), menciona que *T. tabaci* inverna, fundamentalmente en estado adulto y solo lo hacen las hembras ya que los machos mueren durante el invierno.

Lewis (1973), menciona que a 25 °C la incubación dura 6 días, las larvas comienzan a alimentarse poco después de la eclosión y después de 2 a 3 días estos realizan la primera muda. Una vez que termina el desarrollo de las larvas del segundo estado, estos buscan un lugar donde se resguardan para comenzar a ninfosar, estos lugares pueden ser en el suelo, restos vegetales o en sitios de la planta que puedan proporcionar refugio al estado inactivo de este insecto. El estado de proninfa dura de 1 a 2 días y de 2 a 3 días el estado de ninfa. En condiciones controladas se tiene una temperatura de 30 °C la duración del desarrollo puede reducirse a 11 o 12 días (Lewis, 1973), este periodo en días se puede alargar si la temperatura fluctúa. En seguida de los 2 o 3 días de la eclosión la hembra comienza la puesta de huevos, así es como se cierra el ciclo.

La fecundidad de la hembra de esta especie fluctúa entre 20 y 120 huevecillos, los cuales son puestos en 30 a 50 días en que dura la oviposición. La longevidad de la hembra varía entre 20 y 60 días, según Kendall y Capinera (1990), en cuanto a los machos, su longevidad es la mitad del promedio de las hembras. En los thrips la reproducción es bisexuada o partenogénica del tipo

telitóquico, ha esto se le atribuye que en algunas regiones sea raro encontrar machos de esta especie. Pero tampoco se descarta la posibilidad de partenogénesis arrenótica facultativa, lo cual hace que la proporción de machos sea elevada, que va de un 40 a 50 %, lo mismo pasa en épocas cálidas también la proporción de machos aumenta casi en la misma proporción (Torres *et al.*, 1994).

Con respecto a las proporciones de sexos en las poblaciones de *T. tabaci*. En todos los lugares del planeta existen diferencias de proporción, así se menciona que en el Mediterráneo donde se cree que es el centro de origen de la cebolla, la proporción de sexos es de 1:1 entre macho y hembras, pero a medida que las regiones están situadas más lejos esta proporción disminuye hasta ser casi nula. Las poblaciones *T. tabaci* L. en lugares donde fue introducido, la proporción de machos es muy reducida o nula, haciendo mención de que esta proporción varía en las distintas épocas del año (Lacasa, 1996).

T. tabaci se desarrolla a temperaturas que van desde los 8 °C y 30 °C, atribuyendo a estos, los niveles críticos de desarrollo (Lewis, 1973), esto sitúa el óptimo térmico en los 30 °C, cabe mencionar que a 21 y 23 °C el porcentaje de eclosión de huevecillos es del 30 %, en tanto tenemos que a 26 y 28 °C el porcentaje de eclosión sobrepasa el 40 %. En regiones frías las hembras que invernan presentan diapausa reproductiva.

Bournier (1983), menciona que en lo que respecta al norte de Europa solo se presentan 2 o 3 generaciones al año, es decir que en las regiones frías las generaciones que se presentan en un año es mínimo, mientras que en las regiones cálidas donde persiste esta especie de thrips puede haber 15 o 16 generaciones anuales, habiendo traslape generacional, pero al parecer en los lugares cálidos o tropicales la precipitación es una limitante para la reproducción de *T. tabaci* bajando considerablemente las en las temporadas de lluvia.

La humedad relativa de 30 % y temperaturas que sobrepasan los 35 °C provocan índices altos de mortalidad en las poblaciones jóvenes de thrips. La precipitación causa mermas significativas en las poblaciones de thrips, ya que

arrastran a las larvas de las hojas y ahoga las ninfas que se resguardan en el suelo (Priesner, 1936).

Debido a que es un insecto con amplia distribución y amplia polifagia han dado origen a la diferenciación de diversos ecotipos. A esto se tienen poblaciones de thrips en la que se reproducen por partenogénesis telítoca constante, en estas poblaciones de insectos se desconoce la presencia de insectos macho. Por otra parte existen poblaciones de estos insectos donde se realiza la reproducción bisexuada. Aunque se menciona que son polípagos, cada ecotipo de *T. tabaci* presenta un gama restringida de hospedantes. Tanta es la diferencia entre ecotipos que en Polonia se encontró una especie de thrips al cual se le dio el nombre de *Thrips tabaci comunis*, este se reproduce por partenogénesis constante, no está presente en el tabaco y no transmite el TSWV (virus del bronceado del tomate) (Zawirska, 1976). El Virus del bronceado del tomate es un virus que se transmite de forma persistente siendo la larva quien lo adquiere y el adulto es quien lo transmite, es un virus cíclico, el periodo de adquisición por las larvas es de 15 min a 4 días, así si mismo se menciona que el periodo de latencia del virus en el interior del insecto es de 4 a 18 días, dependiendo de la temperatura y para infectar un planta sana solo basta que el insecto adulto se alimente 15 minutos (Sakimura, 1962). Es así como se presentan diversos ecotipos de *T. tabaci*, ocasionando diversos problemas y siendo plagas en diversos cultivos y también a esto se le atribuye su polifagia en vegetales de interés agrícola y ornamental.

Los trips se desplazan andando, en las hojas de los cultivo los insectos adultos dan pequeños saltos o realizan vuelos activos de algunos metros. Al emprender el vuelo, estos son arrastrados por las corrientes de aire trasladándolos a otros cultivos que se encuentran a largas distancias. Al final del verano cuando la cosecha de cebolla comienza, el vuelo de estos insectos se presenta en cantidades muy elevadas, lo cual resulta molesto para los trabajadores, esto se observa principalmente en las mañanas soleadas y con un poco de brisa. Cuando las corrientes de aire son muy fuertes los insectos son arrastrados a otros cultivos, cuando empiezan a descender los thrips lo hacen

casi en forma uniforme al cultivo, esto es en cultivos de porte bajo, mientras que si lo hacen en un cultivo alto solo al borde del cultivo (Lacasa, 1996).

El desarrollo de las poblaciones y sus densidades están relacionados casi en forma directa con la evolución de cultivo a esto se debe que en los cultivos de ajo y cebolla, las máximas densidades se presentan cuando estos presentan de 7 a 11 hojas, independientemente de las fechas de siembra (Torres *et al.*, 1994). En frutales el desarrollo y densidad de población de thrips varía relativamente ya que en estos cultivos las poblaciones de thrips adultos son más elevadas al principio y al último se presenta en mayor densidad las poblaciones de larvas, cuando los pétalos florales están cayendo, claramente la mayor densidad de estos insectos es en épocas de floración, estos también pueden reproducirse en las hojas de los cultivos. En estos cultivos los thrips pueden interactuar con otras especies del orden Thysanóptera. Estas poblaciones presentan importantes variaciones cualitativas y cuantitativas, esto también depende de la época, región hospedante y órgano colonizado de la planta (Lacasa, 1996).

Daños Ocasionados por *Thrips tabaci*.

Como consecuencia de su alimentación se producen unas lesiones de coloración blanquecina - plateada característica, atribuyéndose ellas al llenado de aire de los espacios vacíos de las células. Como consecuencia la planta toma en general una tonalidad cenicienta. Si el ataque es severo se producen deformaciones: hojas rizadas, enruladas y arrugadas. En casos extremos hay detención del crecimiento y las hojas se retuercen y enroscan. Cuando el ataque es muy grande las hojas se tornan de una tonalidad bronceada y pueden llegar a morir (Lacasa, 1996).

Control Químico

El uso de insecticidas es recomendada como última alternativa de control, esto en caso de haber fallado alguno de los métodos de control del manejo integrado, o que se presente una severa infestación de la plaga en el cultivo.

Cuadro 1. En México los productos autorizados para el control de Trips en ajo por el Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria en coordinación con cofepris 2009.

Ingrediente activo	Formulación	Dosis
Diazinon	25 E	1 a 1.5 L/ha
Gamma Cyhalotrina	Capsulas en suspensión	250 ml en 100 L de agua
Lamda Cyhalotrina	CE	350 a 500 cc/ha
Malation	100 E	0.75 L/ha
Paratión Metílico	750 CE	0.75 L/ha

Control Natural

En el cultivo del ajo, así como en el cultivo de cebolla existe un reducido número de enemigos naturales, siendo el grupo de los predadores el grupo más importante de enemigos naturales. A pesar del número reducido en que estos se encuentran, ayudan a mantener en equilibrio el agroecosistema, por tal motivo el productor debe de conocer la importancia de los enemigos naturales del thrips en el manejo integrado de plagas, por esta razón debe de conocerlos, conservarlos y valorar su efectividad como agentes de control natural (Dughetti, 1994).

En seguida se presentan algunos enemigos naturales del thrips reportados por Loomans y Lenteren, (1994).

Cuadro 2. Enemigos naturales reportados para thrips

Vaquitas (coleóptera: coccinellidae)	<i>Eriopis connexa</i> (Germ)
	<i>Hippodamia convergens</i> (Guer)
	<i>Adalia bipunctata</i> (L.)
	<i>Coccinella ancoralis</i> (Germ)
Hemíptera: Lygaeidae	<i>Geocoris</i> sp.
Hemíptera: Anthocoridae	<i>Orius insidiosus</i>

Control Cultural

Escaff *et al.* (1979), mencionan que la rotación de ajo con tomate, aunque este último cultivo sea también susceptible al ataque, reduce fuertemente las poblaciones de thrips frente al monocultivo, cabe mencionar que se puede realizar rotaciones con cultivos que sean menos susceptibles al ataque de thrips, los mismos cultivos que interfieran con el ciclo biológico de los thrips, reduciendo poblaciones para el siguiente ciclo.

Kisha (1977), menciona varias estrategias de control cultural de thrips en cultivo de ajo.

Estación de Siembra

Este autor cita que en la mayoría de los casos, los thrips no son problema en la estación lluviosa ya que la lluvia lava estos pequeños insectos de la planta. Al final de la estación seca las poblaciones de trips están en su máxima densidad. En algunos lugares es mejor no sembrar ajo bajo estas condiciones porque el control de los thrips es casi imposible. Si el único cultivo que hay alrededor en la estación seca es ajo se debe tener un período libre de ajo (2 a 3 semanas) antes de cada siembra para romper el ciclo de vida de los thrips por la falta de plantas hospederas.

Irrigación

También menciona que el riego de ajos y cebollas es muy importante para el control de los thrips. En algunos lugares, como Australia, los agricultores usan riego aéreo para simular lluvia y controlar a estos insectos. Aún más importante es mantener agua disponible a las plantas durante toda la estación. Si las plantas están bajo estrés de agua, el daño de los thrips se puede magnificar debido a que las plantas pierden gran cantidad de agua por los tejidos dañados. También un buen régimen de fertilización puede ayudar a reducir el impacto de los thrips en la planta.

Lugar del Cultivo

Kisha, menciona que los thrips no son buenos voladores, pero ellos se mueven a grandes distancias con la acción del viento. Los cultivos jóvenes de ajo y cebolla deben sembrarse en contra a la dirección del viento para que así tengan mayor dificultad en encontrar los nuevos cultivos.

Trasplante

Este autor también menciona que las siembras directas de ajo en el campo prolongan el tiempo del cultivo en el campo y su susceptibilidad al daño de thrips. Si el cultivo se va a trasplantar, los semilleros deben estar lejos de donde se va a sembrar el cultivo y de las siembras viejas de ajo o cebolla. Es muy importante que las plántulas estén libres de thrips al momento del trasplante.

Desechos de Cosecha

El mismo autor cita que los rebrotes del cultivo y malezas son una buena fuente de infestación de los thrips, por lo que se deben remover y destruir todas las plantas que no se cosecharon del ciclo anterior.

Control Biológico

Entre los organismos usados como agentes de control biológico se incluyen: parasitoides, depredadores y patógenos para mantener la densidad de otros organismos (huésped o presa) bajo niveles más bajos del que ocurriría en su ausencia (De Bach, 1985).

Parasitoides

Los insectos parasitoides son una clase especial de depredador que generalmente es del mismo tamaño o tamaño parecido que el organismo que ataca, también se caracterizan porque se desarrollan dentro o sobre un organismo, el cual casi siempre muere al ser atacado. El estadio larvario de estos organismos es parasítico, mientras que los adultos son de vida libre y activos para buscar a los organismos que parasitan (hospedero) (Rodríguez y Arredondo, 2007). Entre las especies de parasitoides se han reportado insectos del orden Hymenoptera, Díptera y otros órdenes.

Entomopatógenos

Son microorganismos parásitos que fruentemente matan a su huésped. Debido a su tamaño diminuto y a su rápida reproducción en el huésped, los patógenos son más fáciles de producir masivamente que los parasitoides. Varios tipos de microorganismos han sido usados en el control biológico, como bacterias, virus, hongos y protozoarios, además los nematodos que atacan artrópodos se

consideran dentro de este grupo, el control microbial que se le considera como una subdivisión del control biológico (Rodríguez y Arredondo, 2007).

Hongos Entomopatógenos

La importancia que tienen los hongos entomopatógenos en la regulación de poblaciones de insectos, varios investigadores se han dedicado al estudio de estos: King y Humber (1986), mencionan a Agostino Bassi como el “padre” de la patología de insectos, el cual publicó en 1835 su gran trabajo sobre la muscardina, un enfermedad fungosa, del gusano de seda, *Bombyx mori*. En este trabajo, Bassi determinó, por primera vez en la historia, que un microbio podría ser causante de enfermedades en otros organismos.

Roberts y Humber (1984), señalan que de los 90 géneros de hongos entomopatógenos solo se encuentran en proceso de desarrollo 12 géneros, los cuales van enfocados al control de los principales grupos de insectos dañinos (Culicidae, Aphididae, Delphacidae, Cicadellidae, Cercopidae, Aleyrodidae, Coccoidea, Thysanoptera, Coleoptera, y Lepidoptera). Se habla de alrededor de 700 especies de hongos entomopatógenos. Sánchez (1990) y SAGDR (1996), ubican dentro de la clasificación taxonómica a los principales géneros de hongos patógenos de insectos.

Cuadro 3. Géneros de hongos con posibilidades de uso en el control de insectos plaga (Roberts y Homber, 1984).

Género del hongo	Estado infeccioso	Grupo de insecto plaga
<i>Coelomomyces</i>	Zoospora	Mosquitos
<i>Lagenidium</i>	Zoospora	Mosquitos
<i>Leptolegnia</i>	Zoospora	Mosquitos
<i>Aschersonia</i>	Conidia	Mosquitas blancas
<i>Conidiobuolus</i>	Conidia	Áfidos
<i>Entomophaga</i>	Conidia	Chapulines y gusanos
<i>Zoophthora</i>	Conidia	Áfidos, gusanos y escarabajos
<i>Beauveria</i>	Conidia	Escarabajos, gusanos, pulgas saltonas
<i>Culicinomyces</i>	Conidia	Mosquitos
<i>Hirsutella</i>	Conidia	Ácaros y pulgas saltonas
<i>Metarhizium</i>	Conidia	Pulgas saltonas, chinches apestosas, mosquitos, y escarabajos
<i>Paecilomyces</i>	Conidia	Escarabajos y gusanos defoliadores
<i>Tolypocladium</i>	Conidia	Mosquitos
<i>Verticillium</i>	Conidia	Áfidos, mosquitas blancas, escamas y thrips
<i>Nomuraea</i>	Conidia	Larvas de lepidópteros
<i>Entomophthora</i>	Conidia	Moscas

De Bach (1987), menciona que *B. bassiana* es responsable de la enfermedad de 175 especies de insectos que se conocen en Norteamérica, y que también ha sido encontrada causando epizootias naturales en Minnesota, Iowa y Kansas.

Valenzuela (1987), menciona que el desconocimiento de las condiciones de infección y del efecto del clima en la relación insecto-patógeno, la aparición y el uso generalizado de los insecticidas químicos después de la Segunda Guerra Mundial, hizo que la práctica del control microbiológico se efectuara hasta la segunda mitad del siglo anterior.

Hajek y Leger (1994), quienes aseguran que de las 700 especies de hongos entomopatógenos que se conocen, solo 10 se han desarrollado para el control, lo cual indica que no se ha aprovechado el potencial completo de los hongos entomopatógenos.

Trujillo (1988), menciona que dentro de las nuevas alternativas de control de insectos esta el control biológico con hongos entomopatógenos, como potenciales para incorporarlos como insecticidas biológicos para el control de las principales plagas.

Sánchez (1990), cita a Evans quien en 1982, menciona que en los ecosistemas tropicales los hongos tienen un gran impacto como factores de mortalidad, y sugiere que las investigaciones en ecología de artrópodos en esas áreas particularmente, deben considerar la fuerte influencia de los hongos entomopatógenos.

Sánchez y Thorvilson (1995), citan a Roberts y Wraight, quienes en 1986, dicen que los hongos entomopatógenos son promisorios candidatos para el control biológico de muchas. Estos mismos, dicen que los aislamientos y el cultivo

artificial son etapas esenciales para el manejo y manipulación de los hongos entomopatógenos y que muchos de ellos son ecológicamente parásitos obligados, o que crecen solo saprofiticamente sobre medio artificial.

Medios de Aislamiento de los Hongos Entomopatógenos

Valenzuela (1987), menciona que un medio de cultivo debe contener una fuente de carbono, nitrógeno, sales inorgánicas, control de temperatura, pH, aireación, entre otros, sin descuidar dos aspectos esenciales: primero, que las condiciones óptimas para el desarrollo no necesariamente serán las mismas que para la esporulación y, segundo, que el equilibrio óptimo de las condiciones físicas de desarrollo y componentes del medio están propensas al cambio.

***Beauveria bassiana* (Vuill.)**

De los hongos entomopatógenos *B. bassiana*, fue uno de los primeros en ser descritos desde 1935, denominándosele “muscardina blanca” en donde se encontró afectando al gusano de seda. Desde entonces es uno de los agentes de control biológico de insectos más importantes. Bálamo, en honor de Agostino Bassi de Lodi nombra a este hongo *Botyitis bassiana*, pero en 1912 Hoog, menciona a dos especies de *B. bassiana* y *B. brongniartii* (= *Tenella*) que afectan a diferentes grupos de insectos (Rosas, 2002). Las conidias de *B. bassiana* son, hialinas, de forma globosa a oval, los conidióforos solo o agrupados en masas irregulares, la temperatura para su desarrollo fluctúa entre 23 – 25 °C.

Ubicación Taxonómica de *Beauveria bassiana* (Vuill).

Clasificación de la Muscardina blanca según Alexopoulos y Mins (1979), McCoy *et al.* (1988) y Samson (1988) es la siguiente.

ReinoMycetae

DivisiónAmastigomicotina

Subdivisión ..Deuteromycotina

ClaseDeuteromycetes

SubclaseHyphomycetes

OrdenMoniliales

FamiliaMoniliaceae

Género.....*Beauveria*

Especie.....*B. bassiana*

Características Morfológicas

B. bassiana está definido como un hongo imperfecto, con hifas septadas y estructuras reproductivas llamadas conidióforos, donde se encuentran las conidias (Tanada y Kaya, 1993) el micelio ramifica para formar los conidióforos simples e irregulares que terminan en vértices en forma de racimos con la base globosa en forma de botella y en un adelgazamiento en el área de inserción de las conidias las cuales miden de 2 a 3 μ , con esterigmas curvados e irregulares o dispuestos en zig-zag de color blanco cremoso (Rosas, 1994; DGSV, 1999).

Modo de Acción y Etapas de Infección

El modo de acción de los hongos es variado ya que pueden infectar a los insectos por varias vías, a diferencia de las bacterias y virus, los hongos pueden infectar por ingestión, contacto (espiráculos y penetración directa), estos se encuentran infectando a diversas especies de insectos sin importar sus hábitos alimenticios (DGSV, 1999). La espora de un hongo al estar en contacto con el cuerpo de un insecto, emite un tubo germinativo, que penetra e invade los órganos del insecto. El hongo al desarrollarse libera toxinas los cuales afectan al insecto. El insecto muere por deficiencia de nutrientes, daño físico por invasión y liberación de las toxinas y en varios días el micelio del hongo brota a través de las articulaciones con un aspecto blanco-algodonoso (Hernández y Berlanga, 1996; Basisav, 1997).

Etapas de Infección

Al desarrollarse la infección de los hongos entomopatógenos y específicamente para los Deuteromycetes, se divide en las siguientes etapas: I) Adición de la conidia al tegumento del insecto, II) Inicio de la germinación de las conidias sobre la cutícula, III) Comienza la penetración a través de la cutícula del insecto, IV) Invasión y multiplicación del hongo en la hemocele, V) Producción y liberación de toxinas, VI) Muerte del insecto, VII) Colonización total del hongo en el insecto, VIII) El micelio sale a través del cuerpo del insecto pasando a través del tegumento, IX) Esporulación, X) Diseminación. Es por ello que es primordial que se lleven a cabo las primeras tres etapas de infección; adhesión, germinación y penetración los cuales son muy importantes en el proceso patogénico lo cual influye sobre la especificidad de patógeno-hospedero (De la Rosa y López, 1998 ; Casamayor, 1998).

Los entomopatógenos pueden sobrevivir en condiciones ambientales adversas y en ausencia de un insecto hospedero producen esporas de resistencia u otras estructuras como; micelio de reposo en insectos modificados. Se menciona que la mayoría de los entomophthorales producen esporas de

resistencia esféricas con pared gruesa en estado sexual de estos hongos. En condiciones adecuadas, las esporas continúan en el proceso de micosis sobre el hospedero. Los Ascomycetes y Deuteromycetes producen más tejido duro, los cuales son llamados esclerocios o estromas.

Espectro de Acción

Espirocueta (1997), menciona que, *B. bassiana* es un hongo con amplio espectro de acción, que puede atacar a los insectos en el estado de huevecillo, larva, pupa e imago, ya que en estos estados son susceptibles a la micosis por *B. bassiana*, se puede utilizar en hortalizas, frutales y otros. Dentro de de los insectos que controla tenemos a; Dípteros, Coleópteros, Lepidópteros, Hemípteros y algunas plagas del suelo como *Phyllophaga* sp. (Hajek y Leger, 1994; Bio-Zentla, 1998; CB-03, 1999).

Metarhizium anisopliae

El género *Metarhizium anisopliae* es muy conocido por provocar en los insectos la muy conocida muscardina verde, llamada así por el color verde olivo de sus esporas, pertenece a la familia moniliaceae. Steinhilber, 1949 (Guevara, 1977), menciona que el color verde no es característico en todas las especies que ataca, así como tampoco el tamaño de sus esporas. Durante la germinación de las esporas se forma el tubo germinativo, pudiendo ser dos. El micelio crece formando esporodóforos, en el transcurso de una semana, para la formación de las esporas. El color de las esporas es blanco en un principio, a medida que éste crece va cambiando de color, a un verde olivo. La formación de las esporas es en cadena, al final de los esporodóforos se forman las esporas, continuando hasta que la cadena de esporas es formada, las cuales varían en tamaño de 5-7 μ de longitud y de 2.3 a 3.7 de ancho. Crece a temperaturas óptimas de 24 a 26 °C y el rango para su desarrollo normal es de 10 a 30 °C. Con un pH para su crecimiento normal de 4.7 a 10, creciendo bien en materia orgánica, aunque el crecimiento y

fructificación son afectados por los rayos solares, sus esporas se pueden mantener en condiciones secas hasta tres años (De la Rosa, 1995; CB-08,1999).

El género *Metarhizium* tiene más de 200 especies, que atacan a siete órdenes de insectos. La especie *M. anisopliae* es la extendida geográficamente, por lo cual es la más estudiada y la especie que le sigue es *M. flavoviridae*. La primera especie ha sido objeto de amplios estudios para desarrollar una preparación comercial que contenga conidias de larga duración, contra Hemípteros y otros insectos plaga.

Ubicación Taxonómica de *Metarhizium anisopliae*

Clasificación de *Metarhizium anisopliae* según Alexopoulos y Mins (1979), McCoy *et al.* (1988) y Samson (1988).

ReinoMycetae

DivisiónAmastigomicotina

Subdivisión ..Deuteromycotina

ClaseDeuteromycetes

SubclaseHyphomycetes

OrdenMoniliales

FamiliaMoniliaceae

Género.....*Metarhizium*

Especie.....*M. anisopliae*

Morfología

Produce conidióforos ramificados, las esporas son alargadas y se forman en cadenas, la conidia más joven es la que está en la base del conidióforo. En cada conidióforo se forma una cadena de conidias biseptada, las cuales crecen densas y adheridas, son esporas alargadas. Las conidias son blancas cuando estas son jóvenes y de color verde oscuro a medida que van madurando. El tamaño de las conidias permite diferenciar las especies del género. *Metarhizium anisopliae* var *anisopliae* forma conidias cilíndricas de color verde usualmente truncadas en ambos extremos, ovales, de tamaño comprendido entre 3.5 y 9.0 μm de largo (Ferrón, 1981; Hernández y Berlanga, 1997).

M. anisopliae, habita en todo el mundo, debido a su alta capacidad de adaptación a las diferentes condiciones ambientales. Causa enfermedad en forma natural a más de 200 especies de insectos de diferentes órdenes.

El primer intento de control microbiano con esta especie de entomopatógeno fue realizado por Metshnikoff en 1879 para el control de larvas de Curculiónidos *Cleonus puntiventris* Germ, en remolacha azucarera. En 1884 Krassiltschik continuó con estos estudios obteniendo de un 50 a 80 %, del control de insectos después de 10 a 15 días de post-aplicación (MacCoy *et al.*, 1988).

Importancia

Se tiene evidencia relevante de que los aislamientos de *M. anisopliae* muestran considerable especificidad con virulencia diferencial a insectos taxonómicamente relacionados, segundo, los aislamientos obtenidos en condiciones climáticas adversas podrían tolerarlas mejor, especialmente una humedad relativa baja, niveles altos de temperatura y radiación solar. No existen guías ni protocolos de cuarentena para el movimiento de aislamientos de hongos (Prior, 1992).

Modo de Acción de *Metarhizium anisopliae*

En general los hongos entomopatógenos desarrollan las siguientes fases sobre su hospedante: germinación, formación de apresorios, formación de estructuras de penetración, colonización y reproducción.

El proceso se inicia cuando la espora o conidia se adhiere a la cutícula del insecto, luego desarrolla un tubo germinativo y un apresorio, con éste se fija en la cutícula y con el tubo germinativo o haustorio (hifa de penetración) se da la penetración al interior del cuerpo del insecto. La germinación ocurre aproximadamente a las 12 h post-inoculación y la formación de apresorios se presenta de 12 a 18 h post-inoculación (Vicentini y Magalhaes, 1996). En la penetración participa un mecanismo físico y uno químico, el primero consiste en la presión ejercida por la estructura de penetración, la cual rompe las áreas esclerosadas y membranosas de la cutícula. El mecanismo químico consiste en la acción enzimática, principalmente proteasas, lipasas y quitinasas, las cuales causan descomposición del tejido en la zona de penetración, lo que facilita el ingreso del hongo.

Después de la penetración, la hifa se ensancha y ramifica dentro del tejido del insecto, colonizando completamente la cavidad del cuerpo del insecto, esto sucede en 3 ó 4 días después de la inoculación. A partir de la colonización se forman pequeñas colonias y estructuras del hongo, lo que corresponde a la fase final de la enfermedad del insecto, ocurre 4 ó 5 días después de la inoculación (Hajek y Leger, 1994).

Otra forma mediante la cual el hongo puede causar la muerte del insecto, es mediante la producción de toxinas. Los hongos entomopatógenos tienen la capacidad de sintetizar toxinas que son utilizadas en el ciclo de la relación patógeno-hospedero. Entre estas toxinas se han encontrado dextruxinas, demetildextruxina y protodextruxina, las cuales son sustancias de baja toxicidad,

pero de mucha actividad tóxica sobre insectos, ácaros y nematodos (Sandino, 2003). Las destruxinas afectan varios organelos tales como mitocondria, retículo endoplásmico y membrana nuclear, paralizando las células y causando disfunción del intestino, túbulos de Malpighi, hemocitos y tejido muscular. La esporulación ocurre en 2 a 3 días, dependiendo de las condiciones de temperatura y humedad relativa.

La infección por el entomopatógeno puede ser afectada principalmente por la baja humedad relativa y por la falta de habilidad para utilizar los nutrientes disponibles sobre la superficie de la cutícula ó por la falta de factores necesarios para el reconocimiento de un hospedero susceptible o sitio de infección penetrable. El reconocimiento de un hospedero susceptible involucra signos químicos y topográficos. También puede fracasar la invasión del hongo por la presencia de compuestos inhibitorios tales como fenoles, quinonas y lípidos en la superficie de la cutícula (Hajeck y Leger, 1994).

Sintomatología

Los síntomas que causan los entomopatógenos son variables: las ninfas disminuyen sus movimientos, disminuyen la producción de espuma y pueden abandonar los lugares de ataque. Los adultos infectados presentan movimientos lentos, no se alimentan, reducen su radio de vuelo y las hembras no ovipositan. Pueden morir en lugares distantes de donde fueron contaminados. El ciclo total de la enfermedad es de 8 a 10 días. Después de la muerte, los individuos presentan un crecimiento micelial blanco seguido por la típica esporulación verde. En algunas ocasiones no se presenta la esporulación sobre el tegumento, solamente se ve la presencia de micelio y se debe a condiciones inadecuadas de humedad durante el proceso de esporulación (Lecuona, 1996).

Factores que Influyen en el Establecimiento y Acción del Hongo

Los factores ambientales cumplen una función esencial en la iniciación y desarrollo o en la prevención y supresión de las epizootias naturales afectando las condiciones fisiológicas del hospedante, su densidad y distribución espacial y temporal. Forman un complejo de factores que interactúan entre sí y entre otros componentes del ambiente, siendo los más estudiados la temperatura y humedad relativa. El mayor problema es que pocos estudios se refieren al microclima del cultivo que es el que directamente influye sobre los patógenos. A diferencia de las condiciones constantes en el laboratorio, en el agroecosistema se presentan situaciones normalmente fluctuantes del conjunto de factores climáticos. Esto explica la complejidad del tema y las múltiples interacciones posibles como para poder cuantificar, con más precisión, el efecto del microclima natural sobre los entomopatógenos (Lecuona, 1996).

Los principales factores ambientales que afectan la eficiencia de los hongos entomopatógenos como agentes de control biológico son: humedad relativa, temperatura y radiación solar.

Humedad Relativa

La humedad relativa (HR) es un factor de gran importancia, tanto para el hospedero como para el patógeno. Es indispensable en las diferentes fases del ciclo de las relaciones entre ambos organismos. Tiene efecto sobre la germinación, penetración y para la reproducción de los hongos entomopatógenos. La falta de humedad relativa adecuada puede perjudicar una epizootia (Lecuona, 1996).

Se requiere de humedad relativa alta para la germinación del hongo entomopatógeno *M. anisopliae*. El estudio de Walstad *et al.* (1970), indica que la mayor germinación ocurre con una humedad relativa del 100 % y disminuye a 0 al

85 % (Cuadro 4). Niveles altos de HR son necesarios para la esporulación. A un nivel de HR del 100 % la esporulación ocurrió en cuatro días, pero a una HR de 92.5 % fueron necesarios cinco o más días, mientras que la esporulación fue inhibida con una humedad relativa menor del 90 % (Nirula, 1957; Schaerfenberg, 1964; Walstad *et al.*, 1970; Ferron, 1978; Sosa-Gómez y Alves 2000).

Cuadro 4. Influencia de la humedad relativa sobre la germinación de esporas de *Metarhizium anisopliae* y de *Beauveria bassiana* a 25 °C después de 24 h.

Humedad Relativa (%)	<i>M. anisopliae</i>	<i>B. bassiana</i>
75.5	0	0
85.0	0	0
92.5	25.5	0
97.5	49.5	17.0
98.0	50.5	41.0
100.0	57.0	86.5

Adaptado de Walstad *et al.* (1970).

Temperatura

La temperatura puede afectar la estabilidad de los patógenos en el almacenamiento, durante las aplicaciones en el campo y en su ocurrencia natural en el agroecosistema. Los entomopatógenos no poseen condiciones biológicas para defenderse de las grandes variaciones de temperatura, y puede ser limitante para varios microorganismos. El rango favorable de temperatura para los diferentes grupos de entomopatógenos varía entre 20 y 30 °C, sin embargo, existe una temperatura ideal para cada patógeno y para cada fase del ciclo de la relación con su hospedero. La temperatura es uno de los factores abióticos más importantes para los hongos entomopatógenos, debido a que puede afectar la germinación de las esporas, el desarrollo y penetración del tubo germinativo y la

colonización y reproducción. Los requerimientos térmicos de los hongos entomopatógenos son variables en función de la especie, cepa y fase de desarrollo. El desarrollo de las enfermedades fúngicas en los insectos puede ser perjudicado por temperaturas superiores a 30 °C (Lecuona, 1996).

Las esporas de hongos entomopatógenos germinan a temperaturas entre 15 y 35 °C, siendo 25 y 30 °C el rango óptimo, y se requieren cuatro días para la esporulación de *M. anisopliae*. La esporulación es inhibida a temperaturas inferiores de 10 °C y superiores a 35 °C (Nirula, 1957; Schaerfenberg, 1964; Walstad *et al.*, 1970; Ferron, 1978; Sosa-Gómez y Alves 2000).

Radiación Solar

Para evaluar el efecto de la radiación solar sobre los patógenos y sobre la ocurrencia de las enfermedades es necesario considerar los siguientes aspectos: espectro de luz visible con sus diferentes longitudes de onda (luz verde, amarilla, azul, etc.), fotoperiodo y faja de luz ultravioleta germicida (Lecuona, 1996). La exposición a la luz ultravioleta puede ser letal para las conidias de los patógenos (Alves, 1986).

Steinhaus (1949) citado por Nirula (1957) observó que el crecimiento y esporulación de los hongos es retrasado por la radiación solar y que la nubosidad tiene un papel importante en el desarrollo de las epizootias causadas por hongos entomopatógenos.

Espectro de Acción

M. anisopliae es considerado un microorganismo cosmopolita, de gran adaptabilidad, que puede ser utilizado en una gran variedad de cultivos, como son; hortalizas, frutales, cítricos, caña de azúcar, cultivos básicos, cultivos

industriales y otros. Combate gran variedad de insectos de los órdenes; Coleóptera, Hemíptera, Lepidóptera, Ortóptera, etc. (Badilla *et al.*, 1996).

Paecilomyces fumosoroseus

En los últimos años, uno de los hongos entomopatógenos más empleado es *P. fumosoroseus* (Wize) Brown & Smith. Este microorganismo es capaz de infectar a una gran variedad de insectos (Smith, 1993); sin embargo, su acción conocida más efectiva es contra *Bemisia* spp. “mosquita blanca”, insecto chupador polífago extendido en todo el mundo y que anualmente causa millonarias pérdidas en la agricultura. *P. fumosoroseus* es capaz de infectar a la mosquita blanca en todas sus etapas de desarrollo, incluyendo huevos, provocando altos niveles de mortalidad a una velocidad mayor que otros hongos entomopatógenos (Osborne y Landa, 1992). Existen reportes sobre la muerte de estos insectos entre las 24 a 48 h posteriores a la aplicación de sus esporas, sugiriendo la producción de toxinas por el hongo (Osborne, 1990).

P. fumosoroseus presentan actividad insecticida moderada, gracias a la producción de ácido dipicolínico (DPA), (Asaff *et al.*, 2005). Investigaciones previas señalan que este compuesto resulta tóxico para larvas de la mosca *Calliphora erithrocephala* (Claydon y Grove, 1982).

Además de la producción de DPA, existen reportes a cerca de la síntesis de ácido oxálico (OXA) (Shima, 1955) y otro tipo de compuestos insecticidas e inmunoreguladores como beauvericina y beauverólidos (Bernardini *et al.*, 1975; Jegorov *et al.*, 1994), por *P. fumosoroseus*. Sin embargo, los estudios sobre su metabolismo secundario aún resultan escasos, a diferencia de los de otros hongos entomopatógenos como *Beauveria* y *Metarhizium*, conocidos por su amplia diversidad metabólica (Roberts, 1981).

P. fumosoroseus ha sido utilizado en el control biológico de *Bemisia tabaci*, en chile jalapeño, presentando buena efectividad en Quintana Roo, y ha sido empleado cada vez más para reducir del daño a este cultivo (Garcia y Gutierrez, 1998).

Ubicación Taxonómica de *Paecilomyces fumosoroseus*.

Clasificación de *Paecilomyces fumosoroseus* según Alexopoulos y Mins (1979), McCoy *et al.* (1988) y Samson (1988).

Reino.....Mycetae

División.....Amastigomicotina

Subdivisión ..Deuteromycotina

Clase.....Deuteromycetes

SubclaseHyphomycetes

Orden.....Moniliales

Familia.....Moniliaceae

Género.....*Paecilomyces*

Especie...*P. fumosoroseus*

Morfología

Este hongo entomopatígeno se caracteriza por presentar colores vistosos como blanco, amarillo, verde pálido, rosa, rojo o púrpura. Presenta hifas hialinas a amarillentas, septadas y con paredes lisas. La estructura conidiógena es un sinema o nomosinema que consiste en hifas compactadas, conidióforos verticilados e irregulares con ramificaciones terminales, en donde, surgen racimos ensanchadas en forma de botella, con un cuello distintivo donde nacen las conidias las cuales crecen en cadena en forma basipétala por un célula, raramente dos, hialina o ligeramente pigmentada con paredes lisas o equinuladas o varias formas (Berlanga, 1997; Hernández, 1997; CB-06, 1999).

Modo de Acción

La espora del hongo, al ponerse en contacto con el insecto plaga, se le adhiere a la cutícula, penetrando directamente después de la germinación de la conidia, durante esta fase se forma el tubo germinativo y puede penetrar la cutícula o por medio de un apresorio y producción de enzimas como proteasas, lipasas y quitinasas. Al desarrollarse el hongo, libera toxinas contra el insecto, que provoca su muerte. *P. fumosoroseus*, se adhiere al dorso del insecto, el tubo germinativo penetra y la hifa está presente en el homocelo del insecto 24 h después, (CB-06,1999; Agrobionsa, 1995; ECONOVA, 1998).

Este entomopatígeno ha sido reportado infectando a 41 especies de insectos de ocho órdenes, siendo estos, plagas de importancia económica. *P. fumosoroseus* es un patógeno de amplio espectro en hospederos y ha sido aislado en insectos de diversas familias de los siguientes ordenes: Lepidóptera, Díptera, Coleóptera, Neuróptera, Hymenóptera, Thysanóptera y Hemíptera. Este hongo ha sido utilizado para el control de *Corposina sosakii* (Matsumuram), *Leptinotarsa desemlineata* (San), *Lymantria dispar* (L), y termitas (Garza, 1992; CB-06, 1999).

MATERIALES Y METODOS

METODOLOGIA

La presente investigación se llevo a cabo en parcelas de ajo blanco variedad "perla", ubicada en el campo experimental "El Bajío" de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Este campo está localizado a 25° 23' N, 101° 00' W, con una altitud de 1743 msnm., en Buenavista saltillo, Coahuila.

Incremento de Hongos Entomopatógenos

Los hongos empleados se obtuvieron del Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro y fueron incrementados en medio de cultivo Papa Dextrosa Agar (PDA) enriquecido con el 1 % de extracto de levadura. Las conidias se obtuvieron mediante un raspado de la superficie del medio de cultivo en agua destilada estéril con 0.1 % de twen 20 (para romper la hidrofobicidad de las conidias), para individualizar las conidias, las suspensiones fueron agitadas en un vortex durante 3 min. La concentración de conidias fue determinado con el apoyo de una cámara de Neubauer Improved (Brand, Germany), con el cual se contaron las conidias, tomando muestras de la solución antes mencionada y así determinar la concentración respectiva de cada solución, las concentraciones fueron las siguientes: 1×10^8 , 6.9×10^7 y 1.2×10^8 conidias; respectivamente para *M. anisopliae*, *B. bassiana* y *P. fumosoroseus*. Estas suspensiones fueron almacenadas en refrigeración hasta su empleo.

Aplicación de Entomopatógenos en Campo.

Se tomaran tres surcos, cada uno constituyó un tratamiento diferente: 1) *B. bassiana*; 2) *M. anisopliae*; 3) *P. fumosoroseus*. Se realizaron conteos de especímenes de thrips previo a la aplicación de los productos por el método extractivo, tomándose cinco plantas por tratamiento, las cuales se colocaron en bolsas de nylon y se les agregó agua destilada (1/1.2 L), dejándose reposar por un periodo de 24 h, el agua se filtró en un embudo con tela de organza, haciendo que los insectos quedaran impregnados en ésta, facilitando así el conteo de thrips por planta (con ayuda de un microscopio estereoscopio).

La aplicación de las suspensiones biológicas se realizó con una aspersora manual, de ocho litros de capacidad, en el cual se aplicaron los tres tratamientos más la aplicación del producto convencional (Malathion 50 %, a una dosis de 5 ml por litro de agua), con el cual se realizó una comparativa para probar la eficiencia de los tres hongos entomopatógenos antes mencionados. Al realizar la aplicación de los tratamientos se le adicionó un adherente a la solución, el cual fue Pegodel® (0.1 %), esto se realizó para que la solución quede fijada a la hoja, ya que la hoja de ajo es muy cerosa.

Después del tercer día de aplicación de los tratamientos se efectuó el primer muestreo de la aplicación del convencional (Malathion 50 %) el muestreo se realizó de la siguiente manera: se tomaron tres plantas por repetición de la aplicación del producto convencional así mismo se tomó la misma proporción de plantas del testigo para realizar la comparación de fluctuación de poblaciones. Por el método extractivo, contabilizando el número de thrips por planta los resultados obtenidos fueron analizados mediante un diseño de bloques al azar.

El muestreo de la aplicación de entomopatógenos se llevo a cabo 7 días después de la aplicación de los tratamientos, y se realizó de la misma manera que el muestreo del control químico. Se llevó a cabo el conteo mediante el método extractivo. El método extractivo es una forma muy eficiente en el conteo de thrips en plantas de ajo, se tomaron 50 plantas de ajo al azar y se colocaron en bolsas de nylon, se le agregó agua a las bolsas, se dejó reposar por 24 h, una vez

transcurrido este lapso de tiempo se procedió al conteo de thrips con un microscopio estereoscopio.

En la aplicación de los tratamientos se realizaron dos muestreos por cada aplicación de los hongos entomopatógenos, el primero se realizó a los 7 días de la aplicación y el segundo fue realizado a los 13 días después de la aplicación. A excepción del producto convencional en el cual el primer muestreo se llevo a cabo a los tres días de la aplicación y el segundo a los trece días después de la aplicación.

Para seguir evaluando la efectividad de los agentes biológicos en el control de *T. tabaci* se realizó una segunda aplicación de tratamientos siguiendo la misma metodología antes mencionada, excepto en los muestreos ya que en esta segunda aplicación solo se tomó una planta por tratamiento para realizar el conteo de los insectos en cuestión.

En las dos aplicaciones de los tratamientos se ajustaron las concentraciones aplicando las siguientes concentraciones de los hongos entomopatógenos: 1×10^6 , 1×10^8 y 1×10^9 conidias, respectivamente para *M. anisopliae*, *B. bassiana*, *P. fumosoroseus*.

La parcela a evaluar fue segmentada en cinco líneas de tres surcos dejando un intermedio, dentro de los cuales fueron distribuidos los tratamientos de manera aleatorizada, quedando como se muestra en el cuadro 3.

Se empleo un diseño de bloques al azar, con cinco tratamientos, incluyendo el testigo absoluto. Los resultados obtenidos fueron analizados mediante un análisis de varianza (ANVA) y separados estadísticamente mediante una prueba de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$)

Cuadro 5. Distribución de los tratamientos de hongos entomopatógenos evaluados en *Thrips tabaci*.

60 m						
Surcos	10 m	10 m				
1						
2	Bb	testigo		Pf	CQ	Ma
3						
4						
5						
6	CQ	Pf	Ma	Bb	Testigo	
7						
8						
9						
10	Ma	CQ	Pf	testigo		Bb
11						
12						
13						
14		Bb	Testigo	Pf	Ma	CQ
15						
16						
17						
18	Testigo	Ma		CQ	Bb	Pf
19						

Bb = *B. bassiana*; Ma = *M. anisopliae*; Pf = *P. fumosoroseus*; CQ = Control Químico; T = Testigo

RESULTADOS Y DICUSIÓN

De acuerdo al Análisis de Varianza (ANVA) y la prueba de de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), la efectividad de los tratamientos aplicados de hongos entomopatógenos, disminuyó considerablemente, esto al realizar un conteo de thrips después de 7 días de la primera aplicación de los tratamientos, alcanzando los siguientes valores para *Beauveria bassiana*, *Paecilomyces fumosoroseus*, *Metarhizium anisopliae* y control químico este último se mostró más efectivo que los hongos entomopatógenos, aunque estadísticamente son iguales según el análisis de varianza (cuadro 6). Cabe mencionar que se realizó un muestreo de preaplicación donde el testigo absoluto registró una media de individuos de 262.48, este número de individuos disminuyó después de la primera aplicación posiblemente, debido a efectos de traslape. Cabe mencionar que si se hubiera tomado este valor en el análisis de varianza el porcentaje de efectividad de los tratamientos serian más alto, los cuales serian: 61.34, 62.78, 62.81 y 67.95 % respectivamente para *M. anisopliae*, *P. fumosoroseus*, *B. bassiana* y control químico.

Cuadro 6. Análisis de Varianza de la efectividad de los tratamientos aplicados del primer muestreo comparado con el testigo, contra *Thrips tabaci* en ajo.

Tratamiento	Concentración de conidias	Media	Efectividad (%)
<i>T. estigo</i> absoluto	s/a	156.035 a	0
<i>M. anisopliae</i>	1×10^6	101.500 b	34.96
<i>P. fumosoroseus</i>	1×10^8	97.701 b	37.39
<i>B. bassiana</i>	1×10^9	97.615 b	37.45
Control químico	5 ml/1 L de agua	84.131 b	46.09

s/a: sin aplicación

Sin embargo, como se puede observar en la figura 1 si hubo control por parte de los entomopatógenos *M. amisopliae*, *P. fumosoroseus* y *B. bassiana*,

aunque se aprecia que los porcentajes de efectividad son bajos respecto al número individuos del conteo de post-aplicación. El control químico se mostró ligeramente más efectivo con un 46 % de efectividad, sobre la población de thrips, y la efectividad de los hongos entomopatógenos fue de 37.45, 37.39 y 34.96 % de efectividad respectivamente. Esto coincide con otros trabajos en cultivos donde se aplicaron entomopatógenos, Helyer *et al.* (1995), reportan resultados similares para el hongo *M. anisopliae* que va de un 26.6 a 74.5 % de efectividad, en el control de thrips. Biagoni (2000), reporta a *M. anisopliae* con un control eficiente de 46 % contra *F. occidentalis*.

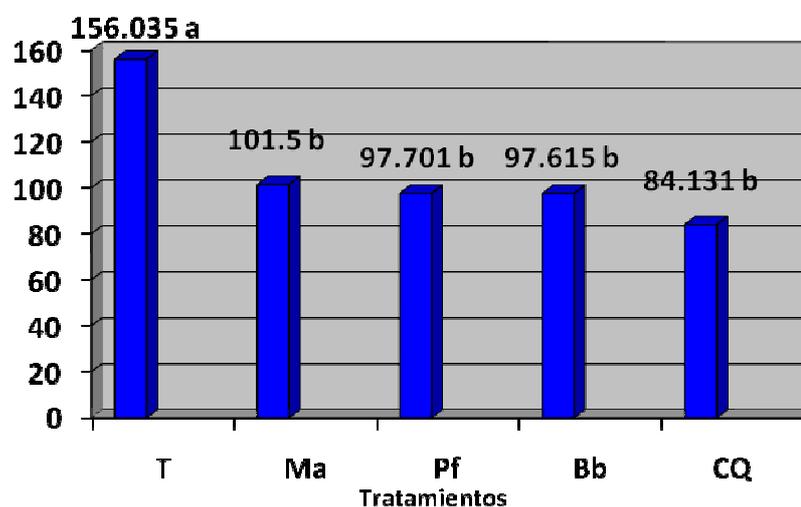


Figura 2. Primer muestreo comparado con el testigo de post-aplicación.

T= Testigo; Ma= *Metarhizium anisopliae*; Pf= *Paecilomyces fumosoroseus*; Bb= *Beauveria bassina*; CQ= Control químico.

De acuerdo al ANVA los tratamientos aplicados siguen mostrando un control similar entre los hongos entomopatógenos, aunque el control químico muestra mayor efectividad siendo éste, el grupo estadístico con menor número de

individuos respecto al testigo, esto al realizar un segundo muestreo a los 13 días después de la primera aplicación (Cuadro 7).

Cuadro 7. Análisis de Varianza de la efectividad de los tratamientos aplicados en el segundo muestreo comparado con testigo de post-aplicación, contra *T. tabaci* en ajo.

Tratamiento	Concentración de conidias	Media	Efectividad (%)
T post-aplicación	s/a	174.70 a	0.00
<i>B. bassiana</i>	1x10 ⁶	138.50 b	20.73
<i>M. anisopliae</i>	1x10 ⁸	123.10 b	29.54
<i>P. fumosoroseus</i>	1x10 ⁹	118.50 b	32.17
Control químico	5 ml/1 L de agua	88.60 c	50.72

Sin embargo como se puede observar en la figura 2, si hubo un control de los hongos entomopatógenos con 32.17, 29.54 y 20.73 % de efectividad respectivamente para *P. fumosoroseus*, *M. anisopliae* y *B. bassiana*. Mientras que el control químico mostró un control efectivo con el 50.72 %, esto al realizar el conteo de individuos a los 13 días de post-aplicación de los tratamientos. Estos resultados coinciden con Bustillo (2009), quien reporta una efectividad del 64 % para *B. bassiana*, con el valor más alto obtenido, considerando factible a este hongo entomopatógeno en la reducción de población de thrips. Ansari *et al.* (2007), reportan a *M. anisopliae* que presentó un buen control sobre *F. occidentalis*. Cabe mencionar que los hongos entomopatógenos requieren de ciertos factores del medio ambiente que en campo abierto no pueden ser controlados, y lo cual puede favorecer al desarrollo de la plaga ya que en épocas de intenso calor las poblaciones de thrips se elevan con mayor rapidez y estas mismas condiciones de sequedad y poca humedad relativa (HR) influyen en la efectividad de los hongos entomopatógenos en el control de thrips (Butt y brownbridge, 1997.).

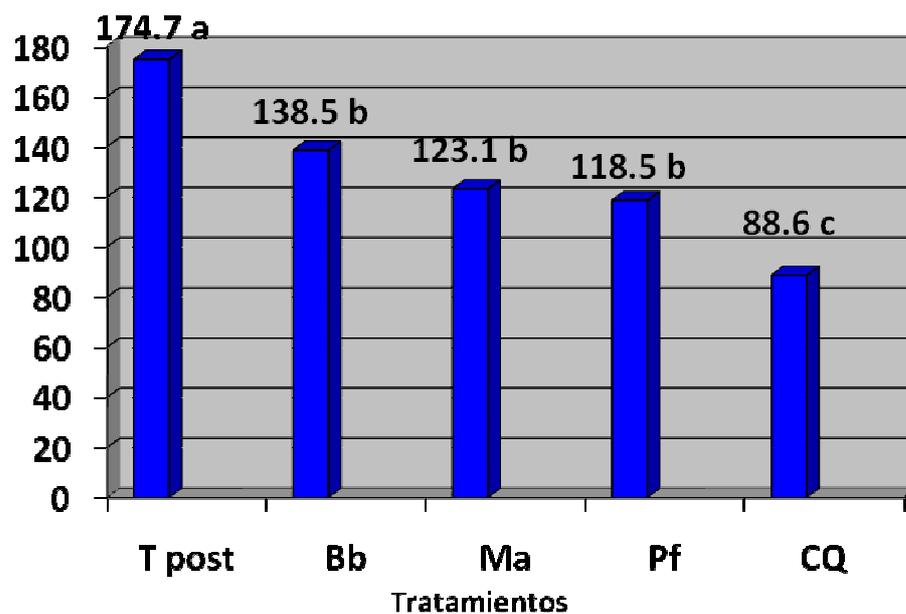


Figura 3. Segundo muestreo de la primera aplicación con testigo de post aplicación.

Tpost= Testigo de post-aplicación; Ma= *Metarhizium anisopliae*; Pf= *Paecilomyces fumosoroseus*; Bb= *Beauveria bassina*; CQ= Control químico.

De acuerdo al ANVA realizado, se observa, que si existe diferencia estadística significativa entre los tratamientos aplicados, mostrando al control químico como el mejor, reduciendo considerablemente la población de thrips, y agrupando a los hongos entomopatógenos en un solo grupo estadístico, esto al realizar el primer muestreo a los 7 días después de la segunda aplicación (Cuadro 8).

Cuadro 8. Análisis de varianza de la efectividad del primer muestreo de la segunda aplicación de tratamientos comparado con testigo de post-aplicación.

Tratamiento	Concentración de conidias	Media	Efectividad (%)
Testigo	s/a	176.00 a	0.00
<i>B. bassiana</i>	1x10 ⁶	111.50 b	36.65
<i>M. anisopliae</i>	1x10 ⁸	101.40 b	42.40
<i>P. fumosoroseus</i>	1x10 ⁹	98.00 b	55.68
Control químico	5 ml/1 L de agua	37.60 c	78.64

T= Testigo; Ma= *Metarhizium anisopliae*; Pf= *Paecilomyces fumosoroseus*; Bb= *Beauveria bassiana*; CQ= Control químico.

Sin embargo en la figura 3 se observa que los tratamientos de hongos entomopatógenos tuvieron un control aceptable, en donde *P. fumosoroseus* mostró una mayor efectividad con el 55 % de efectividad, seguido de *M. anisopliae* y *B. bassiana* con una efectividad del 42.40 y 36.65 % respectivamente. Sin embargo el control químico en esta segunda aplicación mostró una efectividad más alta con el 78.64 % en el control de esta plaga. López Da Silva *et al.* (2003), encontraron resultados satisfactorios de control contra *Thrips tabaci* y menciona que el control químico es más efectivo a comparación de otros métodos de control. Esto se observó al realizar el conteo de individuos a los 7 días después de la segunda aplicación. Al respecto Bustillo (2009), menciona que *B. bassiana* tuvo una efectividad del 64 %, pero que por lo general los valores pueden ser más bajos en condiciones no controladas, como se observó en este trabajo. Biaggioni *et al.* (2000), reportan a *M. anisopliae* con un control de 46 a 60 % sobre *T. tabaci* y *F. occidentalis* en alfalfa.

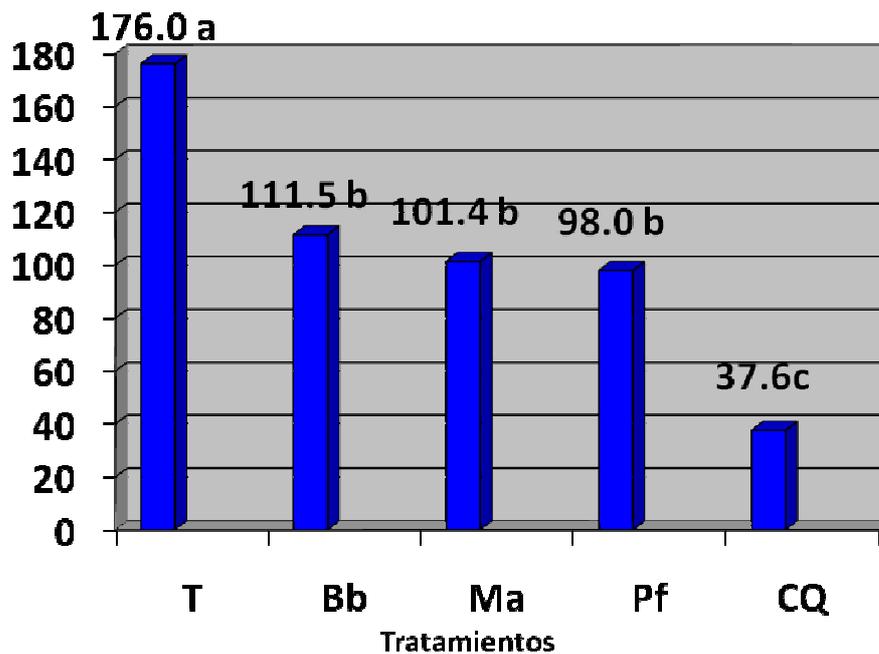


Figura 4. Primer muestreo de la segunda aplicación de los tratamientos.

T= Testigo; Ma= *Metarhizium anisopliae*; Pf= *Paecilomyces fumosoroseus*; Bb= *Beauveria bassina*; CQ= Control químico.

De acuerdo al ANVA que se efectuó a los tratamientos aplicados en el segundo muestreo a los 13 días de la segunda aplicación, se observa que si hubo diferencia estadística entre los tratamientos, sin embargo el control químico sigue estando en el grupo estadístico que presenta mejor control de thrips con un número reducido de individuos en este segundo muestreo, mientras tanto observamos a los hongos entomopatógenos en un solo grupo estadístico no presentando diferencia estadística (Cuadro 9).

Cuadro 9. Análisis de varianza de la efectividad de los tratamientos aplicados en el segundo muestreo de la segunda aplicación de tratamientos comparado con testigo de post-aplicación, contra *Thrips tabaci* en ajo.

Tratamiento	Concentración de conidias	Media	Efectividad (%)
Testigo de post-aplicación	s/a	175.80 a	0.00
<i>B. bassiana</i>	1x10 ⁶	118.90 b	32.37
<i>M. anisopliae</i>	1x10 ⁸	103.70 b	41.00
<i>P. fumosoroseus</i>	1x10 ⁹	92.90 b	47.16
Control químico	5 ml/1 L de agua	44.40 c	74.75

Sin embargo en la figura 4 del segundo muestreo efectuado, donde los hongos entomopatógenos también presentaron una reducción significativa de la población de thrips con una efectividad de 47.16, 41.00 y 32.37 % respectivamente para *P. fumosoroseus*, *M. anisopliae* y *B. bassiana* y el control químico que sigue teniendo la mayor efectividad con el 74.75 %. Estos resultados coinciden con Bustillo (2009). Hall *et al.* (1994) y Saito (1991) citados por Butt y Brownbridge (1997) reportan a *B. bassiana* controlando a *Thrips palmi*. Vestergaard *et al.* (1995) y Brownbridge (1995) citados por Butt y Brownbridge (1997), reportan a *B. bassiana* controlando a *T. tabaci* y *Frankliniella occidentalis* en pepino. Ya que los hongos entomopatógenos se ven afectados por los factores que prevalecen en el medio ambiente (temperatura, humedad relativa, rayos uv, etc.). Castañeda (2001), menciona que el control químico es más efectivo en control de thrips. Esto muestra que los tratamientos de hongos entomopatógenos presentan buen control en condiciones no controladas, pero se tiene que buscar las tecnologías para mejorar su eficiencia en campo.

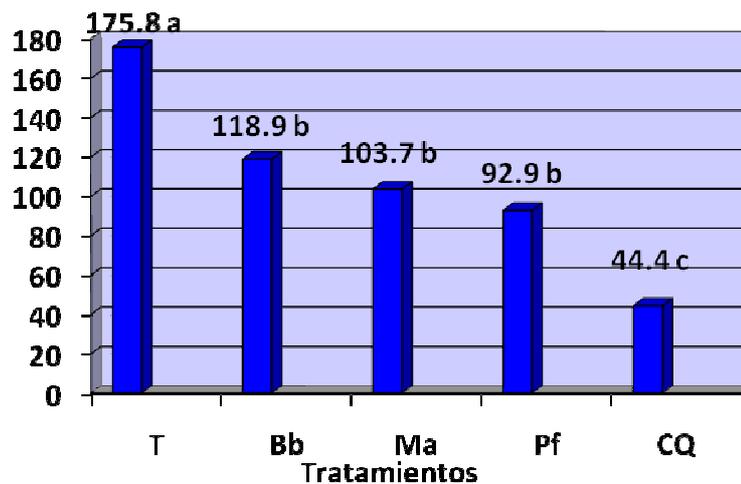


Figura 5. Segundo muestreo de la segunda aplicación de los tratamientos.

T= Testigo; Ma= *Metarhizium anisopliae*; Pf= *Paecilomyces fumosoroseus*; Bb= *Beauveria bassina*; CQ= Control químico.

CONCLUSIONES

Los aislados de hongos entomopatógenos *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* y *Paecilomyces fumosoroseus*, evaluados contra *Thrips tabaci* en cultivo de ajo, presentan diferencia patogénica en el control de esta plaga, estos hongos presentaron diferencia en cuanto a la persistencia e inactivación de las conidias en condiciones no controladas, siendo *P. fumosoroseus* el más persistente bajo condiciones de campo, ésta característica le permitió tener una mayor efectividad en el control de thrips

El aislado de *B. bassiana* resultó ser más susceptible a las condiciones prevalecientes en el medio ambiente, dado a que comenzó con una efectividad más alta que los otros aislados. Sin embargo varios días después de la aplicación, la efectividad de este hongo entomopatógeno se vio afectada bajando considerablemente su efectividad. Seguido de *M. anisopliae* que fue el segundo con mayor efectividad de los tratamientos aplicados de hongos entomopatógenos, no alcanzó valores altos de efectividad pero se mantuvo presentando una buena reducción de la población de thrips.

Los tratamientos aplicados de hongos entomopatógenos en campo abierto presentan buena efectividad en la reducción de poblaciones de thrips sin embargo se observó que estos se ven afectados por factores tales como temperatura, humedad relativa y radiación solar principalmente, ya que afectan la germinación, desarrollo y virulencia de los hongos, bajando la efectividad en el control de plagas, haciendo énfasis en que se debe apostar al manejo integrado de plagas.

LITERATURA CITADA

- Acosta, R. G. F., Lujan M. F. y Para R. A. Q. 2008. Crecimiento y rendimiento de cultivares de ajo en Delicias, Chihuahua, México. Campo Experimental Sierra de Chihuahua, INIFAP. Ciudad Delicias, Chihuahua, México. 5 p.
- Agobionsa, 1995. Alternativas de control biológico para el productor amigo del medio ambiente. Boletín técnico. Agrobiológicos del Noreste, S. A. de C. V., Culiacán, Sinaloa, México.
- Alexopoulos, C. J. y C. W. Mins. 1979. Introductory Micology. 3^a Ed. John Wiley and Sons Nueva York.
- Alsina, G. L. 1972. Horticultura Especial. Tomo 1 De. SINTESIS S.A. 2^a. Edición Barcelona España. 26 p.
- Alves, S. B. 1986. Control microbiano de insectos. Brasil. Editora Manole. 407 p.
- Ansari M. A., Shah F. A., Whittaker M., Prasad M. y Butt T. M. 2007. Control of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*) pupae with *Metarhizium anisopliae* in peat and peat alternative growing media.vol. 22. Pp. 553-559.
- Asaff A., Cerda-García-R. C., De la Torre M. 2005. Isolation of dipicolinic acid as an insecticidal toxin from *Paecilomyces fumosoroseus*. Applied Microbiology and Biotechnology. 68: 542–547.
- Badilla, F; Toledo, J. C; Barreno, C. 1996. Patogenicidad de *Metarhizium anisopliae* en adultos de la “Chinche salivosa” *Aeneolamia albofasciata* y *Prosapia* spp. (Homoptera: Cercopidae) en caña de azúcar en Escuintla, Guatemala. Manejo Integrado de Plagas. 42:39-44.
- Basisav, Falta Nombre.1997. Insecticida biológico granulado. INISAV. La Habana, Cuba. Boletín técnico. 2 p.

- Berlanga, P. A. M^a. 1997. Aislamiento, identificación y conservación de hongos entomopatógenos. Memoria del II Curso Taller de Producción de Agentes de Control Biológico. Tecoman, Colima. Pp. 18-30.
- Bernardini M., Carilli A., Pacioni G., Santurbano B. 1975. Isolation of beauvericin from *Paecilomyces fumosoroseus*. *Phytochemistry*, 14: 1865–1866.
- Bustillo A. E. P. 2009. Evaluación de insecticidas químicos y biológicos para controlar *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) en cultivos de espárragos. Volumen 35.
- Butt, T. M. y brownbridge M. 1997. Fungal pathogens of thrips. In: Thrips as crop pest. T. W. Lewis (Ed.). 1997. CAB International. Pp. 399-433.
- Helyer N. L., Brobyn P. J., Richardson P. N., Edmondson R. N. 1995. Control de trips occidental de las flores (*Frankliniella occidentalis* Pergande) pupas en el compost. Volumen 127. Num. 3. Pp. 405-412. Bio-Zentla, 1998. Bb (*Beauveria Bassiana*). Laboratorio de Reproducción de Hongos Entomopatógenos de Zentla. Boletín técnico. Huatusco, Veracruz, México.
- Borror, D. J., Triplehorn C. A. and Johnson N. F. 1989. An Introduction to the study of insects. Sixth Edition. Saunders College Publishing. USA. 875 p.
- Bournier, A. 1983. Les *Thrips*. Biologie. Importance Agronomique, INRA, Paris. 128 p.
- Casamayor, A. 1998. Control Microbiológico de las Plagas. Instituto Albert Einstein. Venezuela. [En línea]. Citado en Abril de 2010. [Http://www.lacapitalnet.com.or/agustinc/feria.htm](http://www.lacapitalnet.com.or/agustinc/feria.htm).
- Castañeda G. E. L. 2001. Fluctuación poblacional, especies de trips en diferentes cultivares de aguacate y efectividad biológica de insecticidas en Coatepec Harinas, Estado de México. Tesis de Maestría. Depto. Entomol. y Acaro. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco. Edo. de México. 94 p.

- Castellanos, S. J.; Del Toro, M. S. y H, De Manzur. 1991. Control de Thrips en ajo.1º y 2º Curso/Taller sobre producción, comercialización e industrialización del ajo. EEA La consulta. Centro Regional Cuyo. 93 p.
- CB – 03, 1999. Ficha técnica. Uso de *Beauveria bassiana* Como Insecticida Microbial. Dirección General de Sanidad Vegetal CNRCB y CNRF, SAGAR, México.
- CB- 06. 1999. Ficha técnica *Paecilomyces* spp. Enemigo natural de Mosquitas blancas. CNRCB. SAGAR, México.
- CB- 08. 1999. Ficha técnica. Control Microbial de Mosca pinta *Aenolamia* spp., con *Metarhizium anisopliae*. CNRCB. SAGAR, México.
- CB- 09. 1999. Ficha técnica. *Nomuraea rileyi* (Farlow) Samson, en el control Microbiano de Lepidópteros plaga. CNRCB. SAGAR, México.
- Claydon N., Grove J. (1982) Insecticidal secondary metabolic products from the entomopathogenous fungus *Verticillium lecanii*. Journal of Invertebrate Pathology. 40:413–418.
- Da silva, L. A., Pires, L. L., Ferreira, H. De J., Caetano Braz, V.; Peixoto Dos Santos, L. 2003. Eficiência agrônômica de inseticidas no controle do Thrips tabaci Lind., 1888 (Thysanoptera, Thripidae) na cultura do alho. Pesquisa Agropecuária Tropical 33 (1): 39-42.
- De Bach, P. 1987. Control microbiológico de las plagas de insectos y malas hierbas, 13ª reimpression. Editorial Continental, México. pp 608-614, 616-619.
- De Bach P. 1985. Control Biológico de las Plagas de Insectos y Malas Hierbas. 12ª Impresión. México. 949 p.
- De la Paz, M. Valle.; J. F. Solís-Aguilar.; J. L. Morales-García.; y R. M. Johansen-Naime. 2003. Efectividad biológica de productos no convencionales contra trips en el cultivo de aguacate (*persea americana* mill. cv. hass) en nuevo

San Juan Parangaricutiro, Michoacán, México. Actas V Congreso Mundial del Aguacate. Pp. 735-740.

De la Rosa, R. M. 1995. Hongos entomopatógenos. Memorias VI Curso de Control Biológico. Tapachula, Chiapas. Pp.100-109.

De la Rosa, R. W. y M. M^a. López. 1998. Producción de unidades inefectivas de *Beauveria Bassiana* (Moniliales: Moniliaceae) en medios líquidos y determinación de parámetros de control de calidad de productos biológicos. Memoria. XXI. Congreso Nacional de Control Biológico. SMCB. Tapachula, Chiapas. Pp. 244-246.

Díaz, A. 1975. El cultivo de Ajo en el bajío. Desplegable No. 36. CIAB. Pp. 3-5.

DGSV, 1999. Uso de *Beauveria bassiana* como insecticida microbial. Dirección General de Sanidad Vegetal. Centro Nacional de Referencia de Control Biológico y Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria. Ficha Técnica. CB-03.

Dughetti, A. C. 1994. Plagas de las hortalizas y sus enemigos naturales en el Valle Bonaerense del Río Colorado. En: Congreso Argentino de Entomología. Mendoza, Argentina. Resumen. 5 p.

Econova, 1998. Boletín técnico. ECOMAN. Plaguicida biológico. Servicios integrales para la agricultura orgánica. Xalapa, Ver, México.

Escaff, G. M.; Aljaro, U. A.; Sanz, B. M. y Quiroz, C. 1979. El cultivo de la cebolla. Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Est. Exp. La Platina (Chile). Boletín Divulgativo N° 24.

Espiricueta, M. P. 1997. Efecto de aplicaciones conidiales de *Beauveria bassiana* (Bal.) Viull. Sobre *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) y *Helicoverpa zea* (Boddie), y su relación con el rendimiento de Maíz en Buenavista, Saltillo, Coah. Tesis, Maestría. UAAAN. México.

Ferron, P. 1978. Biological control of insect pests by entomogenous fungi. Annual Review of Entomology 23:409-442.

- Ferron, P. 1981. Pest control by the fungus *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae*, In microbial control of pest and plant diseases 1970-1980. Burges, H.D. (Ed) Academic press. Pp. 3-13.
- Garcia, R. A. 1998. El Ajo Cultivo y Aprovechamiento. 2ª Edición. Ediciones Mundi Prensa. Madrid. Pp. 17-18.
- García, S. J. A., B. A. O. Gutiérrez. 1998. Impacto de *Paecilomyces fumosoroseus* contra mosca blanca *Bemisia tabaci* en Quintana Roo. Memoria. XXI Congreso Nacional de Control Biológico. SMCB. Chetumal. Q. Roo. Pp. 193-195.
- Garza, G. E. 1992. Control microbiológico de mosquita blanca. Métodos de control de mosquita blanca en hortalizas. Dirección General de Sanidad Vegetal. CNRCB. SARH. Universidad Autónoma de California, Mexicali, B. J. Pp. 99-110.
- Guevara, M. M^a. M. 1977. Bioensayos Preliminares de la "Muscardina Verde" *Metarhizium anisopliae* (Metch) Sor. Para determinar su eficiencia contra el Complejo de Mosca Pinta. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencia Biológicas, Universidad Autónoma de Nuevo León. Pp. 3-10.
- Guenkov, G. 1980. Fundamento de la horticultura cubana. La Habana: Editorial organismo, 265 p.
- Hajek, A. E. y J. S. Leger. 1994. Interactions between fungal pathogens and insect hosts. Ann. Rev. Entomology. 34: 17-52.
- Hernández, V. V. M. y Berlanga P. A. M. 1996. Control microbiano con Hongos Entomopatógenos. Memorias, II Curso de Actualización en control Biológico. Tecoman, Colima, México. Pp. 94-106
- Hernández, V. M. P. y P. A. M. Berlanga. 1997. Susceptibilidad de ninfas de *Schistocerca piceifrons* Walker a hongos entomopatógenos. Memoria XX Congreso de Control Biológico. Pp. 88-90.

- Hernández, V. V. M. y A. M. Carrillo. 1997. Producción masiva en sustrato sólido y formulación de Hongos entomopatógenos. Memoria. II Curso Taller de Producción masiva de Agentes de Control Biológico. Tecoman, Colima, México. Pp. 31-40.
- Jegorov A., Sedmera P., Matha V., Simek P., Zahradnickova H., Landa Z., Eyal J. 1994. Beauverolides L. and La from *Beauveria tenella* and *Paecilomyces fumosoroseus*. *Phytochemistry*, 37:1301–1303.
- Juscafresa, B. 1966. Bulbos, Tubérculos y Leguminosas. Esc. Serrahima y Uripi, S. L. Barcelona. Pp. 5-9.
- Kendall, D. M.; Capinera, J. L. 1990. Geographic and temporal variation in the sex ratio of onion thrips. *Southwestern Entomologist*. 15: 80-88.
- King, D. S. y R. A. Humber. 1956. Identification of the Entomophthorales. Boyce Thompson. Institute for plantresearch tower road, Ithaca, New York. USA. 24 p.
- Kisha, J. S. A. 1977. Cultural and insecticidal control of *Thrips tabaci* on onions in the Sudan. *Ann.Appl. Biol.* 86: 219-228.
- Lacasa, A. P. y Llorens J. M. C. 1996. Thrips y su Control Biológico. 2ª Edición. Pisa Ediciones. Valencia, España. Pp. 27-54.
- Lacasa, A. P. y Llorens J. M. C. 1996. Thrips y su Control Biológico I y II. 2ª Edición. Pisa Ediciones. Valencia, España. Pp. 151-168.
- Lecuona, R. E. 1996. Microorganismos patógenos empleados en el control microbiano de insectos plaga. Argentina. Talleres gráficos. Mariano. 338 p.
- Lewis, T. 1973. Thrips their biology, ecology and economic importance. Academic, Press London and New York. 349 p.
- Loomans, A. J. M y Van Lenteren J. C. 1994. Evaluation of the effectiveness of parasitic wasps for the biological control of Thrips pests in the protected crops: state of affairs. *Bull IOBR/WPRS*, 17 (5): 158-164.

- López T. M. 1994. Horticultura de Trillas. S. A. de C.V. 1ª. Edición. México. 56 p.
- Marzocca, A. 1985. Nociones básicas de Taxonomía Vegetal. Editorial IICA. San José, Costa Rica. Pp. 33-46 y 167-169.
- McCoy, R. A., Samson y D. G. Boucias. 1988. Entomogenous fungi. In: CRC Handbook of natural pesticides. V Microbial Insecticides. Part a entomopathogenous protozoa and fungi C. M. Ignoffo (Ed.). CRC, Press. Inc. Boca Raton, Fl. Pp. 151-236.
- Nirula, K. K. 1957. Observations on the green muscardine fungus in populations of *Oryctes rhinoceros* L. Journal of Economic Entomology 50(6):767-770.
- Osborne, L. S. y Landa, Z. 1992. Biological control of whiteflies with entomopathogenic fungi. Florida Entomol. 75: 456-471.
- Osborne, L. S., Storey, G. K., McCoy, C. W. y Walter, J. F. 1990. Potential of controlling the sweet potato whitefly *Bemisia tabaci*, with the fungus *Paecilomyces fumosoroseus*. En: "Proceedings and abstracts of 5th International Colloquium on invertebrate Pathology and Microbial Control". Adelaide, Australia. Pp. 386-390.
- Priesner, H. 1936. A preliminary review of the non-fossil species of the Genus *Melanthrips* Hal. Bull. De la Soc. Royale Entomologique d'Égypte. Feb. Pp. 29-52.
- Prior, C. 1992. Discovery and characterization of fungal pathogens for locust and grasshopper. Ed. C. J. Lomer and C Prior. Cab International. Pp. 159-180.
- Roberts D. 1981. Toxins of entomopathogenic fungi. En: Microbial Control of Pests and Plant Diseases 1970–1980, H. D Burges ed., Academic Press., London, New York, Toronto. Pp. 442–464.
- Roberts, D. W. y R. A. Humber. 1984. Entomopatogenic fungi. Ed. Roberts, D. W. y J.R. Aist. Infection processes of fungi. The Rockefeller foundation, U.S.A. Pp. 1-10.

- Rodríguez, Del B. L. A. y H. C. Arredondo, B. 2007. Teoría y aplicación del control biológico. 1^{era} ed. Editorial. Sociedad mexicana de control biológico, A. C. Pp. 12, 62, 128, 146 y 151.
- López R. B.; Alves B. S.; Tamai M. A. 2000. fungo *Metarhizium anisopliae* e o controle de *Frankliniella occidentalis* em alface hidropónico. Scientia Agricola, v.57, n.2, Pp. 239-243.
- Rosas, A. S. L. 2002. Hongos Entomopatógenos. Memorias, Curso Internacional de Patología de insectos. Ciudad Victoria, Tamaulipas, México. Cap. 5:49.
- Rosas, S. G. 1994. Sensibilidad y rapidez de mortalidad de *Ooebalus mexicana* (Sailer) en cuatro estados biológicos, con 11 aislamientos de *Beauveria bassiana* (Bals). Viull. (Hyphomycetes: Moniliales). Tesis de Licenciatura. Universidad de Guanajuato. Pp. 3-13.
- SAGARPA. 2008. Base de datos estadísticos. [En línea]citado en abril de 2010. www.sagarpa.gob.mx
- Sakimura, K. 1961. Techniques for handling Thrips transmission whit the tomato spotted wilt virus. Plant diseases Rep. 45: 766-771.
- Sakimura, K. 1962. *Frankliniella occidentalis* (Thysanóptera: Thripidae) a vector of the tomato spotted wilt virus, with especial reference to colors forms. Ann. Entomol. Soc. En. 55: 387-389.
- Samson, R. A. 1988. Identification: Entomopathogenic Deuteromycetes. Academic Pres. Cap. 6. Pp. 194-222.
- Sánchez, P. S. 1990. Some insect and spider pathogenic fungi from Mexico with data on their host ranges. Florida Entomologist. 73(3): 517-522.
- Sánchez, P. S. y H. G. Thorvilson. 1995. Two fungi infecting red imported fire ant founding queens from texas. Southwestern Entomologist Scientific Note. 17(2): 181-182.

- Sandino D. V. M. 2003. Manejo integrado de la salivita de la caña de azúcar. Nicaragua. FUNICA/UNA/CATIE, 26 p.
- Schaerffenberg, B. 1964. Biological and environmental conditions for the development of mycoses caused by *Beauveria* and *Metarrhizium*. Journal of Insect Pathology. 6:8-20.
- SENASICA y Cofepris. 2009. Dirección General de Inocuidad Agroalimentaria, Acuícola y Pesquera. Pp. 2-3.
- Shima M. 1955. On the metabolic products of the Silkworm Muscardines. Bulletin of Sericulture Experimental Station. 14: 427–449.
- Smith, P.1993. Increased ineffectivity of oil and emulsifiable formulations of *Paecilomyces fumosoroseus* conidia to *Bemisia tabaci*. Dep. Biology, Imperial College of Science, Silwood Park. 82 p.
- Sosa-Gómez, D. R; Alves, S.B. 2000. Temperature and relative humidity requirements for conidiogenesis of *Bauveria bassiana* (Deuteromycetes: Moniliaceae). Anais da Sociedade Entomologica do Brasil 29(3):515-521.
- Tamaro, D. 1981. Manual de Horticultura. Ediciones G. Gili. S. A. México, D. F. 9ª Edición. Pp. 212-216.
- Tanada, Y.. y Kaya K. H. 1993. Insect Pathology. Academic Press. San Diego, Ca. 666 p.
- Torres-Villa, L. M.; Lacasa, A.; Bielza, P.; Meco, R. 1994. Dinámica poblacional de *Thrips tabaci* Lind. (Thysanóptera: Thripidae) sobre liliáceas hortícolas en Castilla-La Mancha. Bol. San. Veg. Plagas. 20: 661-677.
- Trujillo, A. J. 1991. Manejo Fitosanitario de Hortalizas en México.C.P.-S.A.R.H. Centro de Entomología y Acarología. Chapingo, Estado de México. México. 412 p.
- Valadés, L. A. 1994. Producción de Hortalizas. De Limusa S. A. México. 2ª. Reimpresión. Pp. 97-105.

- Valenzuela, L. E. 1987. Microorganismos entomopatógenos. Su aprovechamiento en el control de plagas. U.A.Ch. dirección general de patronato Universitario. Chapingo, Estado de México, México. 119 p.
- Van, D.R. Hoddle, M.S. [en línea]. Pagina consultada el 15 de diciembre de 2008. <http://www.biocontrol.ucr.edu/WFT.html>.
- Vicentini, S; Magalhaes, B. P. 1996. Infection of the grasshopper, *Rhammatocerus schistocercoides* Rehn by the entomopathogenic fungus, *Metarhizium flavoviride* Gams & Rozsypal. Anais da Sociedade Entomologica do Brasil 25(2):309-314.
- Walstad, J. D; Anderson, R. F; Stambaugh, W. J. 1969. Effects of environmental conditions on two species of muscardine fungi (*Beauveria bassiana* and *Metarrhizium anisopliae*). Journal of Invertebrate Pathology. 16:221-226.
- Zawirska, L. 1976. Untersuchungen über Zwei biológische Typen von *Thrips tabaci* Lind. (Thysanóptera: Thripidae). Inder VR Polen. Arch. Phytopathol. Pflanzensh. 12: 411-422.

APENDICE

Cuadro 1A.- Análisis de varianza del muestreo de pre-aplicación en las parcelas de ajo tratados.

Fuente	gl	S C	CM	F-Valor	Pr > F
Modelo	6	308934.1571	51489.0262	15.93	<.0001
Error	43	138968.3598	3231.8223		
Total	49	447902.5168			
correcto					

gl: grados de libertad; SC: suma de cuadrados; CM: cuadro de la media

C.V: 44.18

R²: 0.689735

Cuadro 2A.- Análisis de varianza del primer muestreo con testigo de post-aplicación.

Fuente	gl	SC	CM	F-Valor	Pr > F
Modelo	6	45338.72429	7556.45405	39.26	<.0001
Error	43	8275.54726	192.45459		
Total					
correcto	49	53614.27155			

C.V: 12.92

R²: 0.85

Cuadro 3A.- Análisis de varianza del segundo muestreo de la primera aplicación con ambos testigos.

Fuente	gl	SC	CM	F-Valor	Pr > F
Modelo	6	292548.4577	48758.0763	16.52	<.0001
Error	53	156386.7979	2950.6943		
Total					
correcto	59	448935.2556			

C.V: 35.98

R²: 0.65

Cuadro 4A.- Análisis de varianza del segundo muestreo de la primera aplicación con testigo de pre-aplicación.

Fuente	gl	SC	CM	F-Valor	Pr > F
Modelo	5	281865.7132	56373.1426	16.70	<.0001
Error	44	148557.7816	3376.3132		
Total					
correcto	49	430423.4948			

C.V: 39.73

R²: 0.65

Cuadro 5A.- Análisis de varianza del segundo muestreo de la primera aplicación con testigo de post-aplicación.

Fuente	gl	SC	CM	F-Valor	Pr > F
Modelo	5	77532.16000	15506.43200	37.17	<.0001
Error	44	18354.72000	417.15273		
Total					
correcto	49	95886.88000			

C.V: 15.87

R²: 0.81

Cuadro 6A. Análisis de Varianza del primer muestreo de la segunda aplicación.

Fuente	gl	SC	CM	F-Valor	Pr > F
Modelo	5	105199.7	21039.94	23.35	<.0001
Error	44	39642.8	900.97		
Total					
correcto	49	144842.5			

CV: 28.61

R²: 0.73

Cuadro 7A. Análisis de varianza del segundo muestreo de la segunda aplicación.

Fuente	gl	SC	CM	F-Valor	Pr > F
Modelo	5	100991.74			
			20198.35	30.19	<.0001
Error	44				
		29433.48	668.94		
Total	49	130425.22			
correcto					

C.V: 24.32

R²: 0.77