

27



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

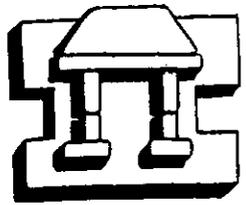
CAMPUS IZTACALA

PARASITOIDES ASOCIADOS A LA MOSQUITA BLANCA (HOMOPTERA: ALEYRODIDAE) EN UN CULTIVO DE JITOMATE (*Lycopersicon esculentum* Mill) SOMETIDO A DOS SISTEMAS DE MANEJO, EN EL ESTADO DE MORELOS



2000

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
B I O L O G O
P R E S E N T A :
FELIX GARCIA VALENTE



IZTACALA

LOS REYES IZTACALA, TLALNEPANTLA, EDO. DE MEXICO

2000

2772000



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

**EL PRESENTE TRABAJO SE REALIZO BAJO LA ASESORIA DE LA DRA.
LAURA DELIA ORTEGA ARENAS**

La tesis titulada: **“Parasitoides asociados a la mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) en un cultivo de jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) sometido a dos sistemas de manejo, en el estado de Morelos”**, fue realizada dentro del proyecto CONACYT L-0020, **“Disminuyendo la pobreza rural: Desarrollo e implementación de un programa de manejo integrado de plagas en el cultivo de Tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) para agricultores de subsistencia en Morelos”**, la que fue financiada por el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT).

AGRADECIMIENTOS

A todas las personas que hicieron posible la realización de este trabajo

DEDICADA A LA MEMORIA DE LOS QUE YA HAN PARTIDO

SIEMPRE SERAN RECORDADOS

INDICE

	Pag.
INDICE DE CUADROS	I
INDICE DE FIGURAS	II
RESUMEN	III
1. INTRODUCCION.....	1
2. REVISION DE LITERATURA	4
2.1.Horticultura en México	4
2.1.1. Importancia	4
2.1.2. Regiones hortícolas	4
2.1.3. Plagas asociadas a las hortalizas	4
2.2. Mosquita blanca	5
2.2.1. Distribución	5
2.2.2. Especies de importancia para el país	5
2.2.3. Daños ocasionados	5
2.2.4. Dinámica poblacional	6
2.3. Control biológico de la mosquita blanca	7
2.3.1. Definición de control biológico	7
2.3.2. Enemigos naturales de la mosquita blanca	7
2.3.2.1. Patógenos	7
2.3.2.2. Depredadores	8
2.3.2.3. Parasitoides	10
2.3.2.3.1. Especies reportadas en México	10
2.3.2.3.2. Producción masiva con fines comerciales	11
2.3.2.3.3. Estudios y liberaciones exitosas	12
2.3.2.3.4. Investigación y producción	13
2.4. Estudios sobre manejo de la mosquita blanca en Morelos	14
2.4.1. Insecticidas	14
2.4.2. Entomopatógenos	14
2.4.3. Extractos vegetales	15
3. MATERIALES Y METODOS	16
3.1. Ubicación del área de estudio	16

3.2. Establecimiento del experimento	17
3.2.1. Preparación del almácigo	17
3.2.2. Preparación del terreno	17
3.2.3. Trasplante	17
3.3. Diseño experimental	17
3.3.1. Sistemas de manejo	18
3.3.1.1. Parcela manejada con insecticida	18
3.3.1.2. Parcela manejada con entomopatógenos	18
3.4. Parámetros evaluados	20
3.4.1. Densidad poblacional de mosquita blanca	20
3.4.2. Especies de parasitoides y porcentaje de parasitismo	20
3.5. Análisis estadístico	21
4. RESULTADOS Y DISCUSION	22
4.1. Especies de mosquita blanca	22
4.2. Parcela manejada con insecticida	22
4.2.1. Densidad poblacional de adultos	22
4.2.2. Densidad poblacional de ninfas	25
4.3. Parcela manejada con entomopatógenos	26
4.3.1. Densidad poblacional de adultos	26
4.3.2. Densidad poblacional de ninfas	28
4.4. Comparación entre los dos manejos	31
4.5. Parasitoides asociados a la mosquita blanca	33
4.6. Porcentaje de parasitismo	33
4.7. Efecto de las practicas de manejo en la actividad de los parasitoides	36
5. CONCLUSIONES	40
6. LITERATURA CITADA	41

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Afelinidos parasitoides de mosquitas blancas registrados en México (Tomado de Arredondo, 1995)	11
Cuadro 2. Parasitoides de mosquitas blancas reportados por el Centro Nacional de Referencia de Control Biológico (Tomado de Arredondo, 1995)	12
Cuadro 3. Número promedio de adultos/fofolo registrados y su significancia, en la parcela experimental sometida a diferentes dosis de endosulfán	25
Cuadro 4. Número promedio de ninfas/cm ² y su significancia, en la parcela experimental sometida a diferentes dosis de endosulfán	27
Cuadro 5. Número promedio de adultos/fofolo registrados y su significancia, en la parcela experimental sometida a diferentes entomopatógenos	29
Cuadro 6. Número promedio de ninfas/cm ² registradas y su significancia, en parcela experimental sometida a diferentes entomopatógenos	31
Cuadro 7. Porcentaje de parasitismo final y su significancia en parcela experimental sometida a diferentes dosis de endosulfán	35
Cuadro 8. Número de ninfas y porcentaje de parasitismo a diferentes días después del trasplante, en parcela experimental sometida a diferentes dosis de endosulfán	35
Cuadro 9. Número de ninfas y porcentaje de parasitismo a diferentes días después del trasplante, en la parcela experimental sometida a diferente frecuencia de aplicación de entomopatógenos	37
Cuadro 10. Porcentaje de parasitismo final y su significancia, obtenido en la parcela experimental manejada con entomopatógenos	38

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Localización del municipio de Yautepec, Morelos.....	16
Figura 2. Número de adultos capturados por cm^2 en las trampas amarillas colocadas en cada punto cardinal y una al centro, en parcela experimental, en el ejido de San Agustín Amatlipac, Yautepec, Morelos	23
Figura 3. Número de adultos registrados por foliolo en la parcela experimental sometida a diferentes dosis de endosulfán, en el ejido de San Agustín Amatlipac	24
Figura 4. Número de ninfas registradas por cm^2 en la parcela experimental sometida a diferentes dosis de endosulfán	26
Figura 5. Número de adultos capturados por cm^2 en trampas amarillas colocadas en cada punto cardinal y una al centro de la parcela manejada con entomopatógenos, en el ejido de San Agustín Amatlipac, Yautepec, Morelos	28
Figura 6. Número de adultos registrados por foliolo en la parcela experimental sometida a diferentes tratamientos de entomopatógenos, en el ejido de San Agustín Amatlipac, Yautepec, Morelos	29
Figura 7. Número de ninfas registradas por cm^2 en la parcela experimental sometida a diferentes tratamientos de entomopatógenos, en el ejido de San Agustín Amatlipac, Yautepec, Morelos	30
Figura 8. Comparación de los promedios de adultos capturados por cm^2 en trampas amarillas a diferentes días después del trasplante, por parcela experimental	32
Figura 9. Porcentaje de parasitismo registrado por cm^2 en la parcela experimental sometida a diferentes tratamientos de endosulfán, en el ejido de San Agustín Amatlipac, Yautepec, Morelos	34

Figura 10. Porcentaje de parasitismo registrado por cm² en la parcela experimental sometida a diferente frecuencia de aplicación de hongos entomopatógenos, en el ejido de San Agustín Amatlipac, Yautepec, Morelos 37

RESUMEN

En el estado de Morelos se destina una superficie considerable a la siembra de cultivos hortícolas. El jitomate es uno de los principales cultivos, pero debido a los problemas que ha presentado, últimamente ha sido reemplazado por otros como caña de azúcar y nopal. Uno de los problemas de mayor importancia lo representa la mosquita blanca, que causa gran daño, principalmente por ser transmisora de enfermedades virales, provocando en algunas ocasiones el rastro total del cultivo. La aplicación de medidas de control individuales no proporciona los resultados esperados, por lo tanto, su combate debe estar sustentado en una estrategia de manejo integrado, utilizando el control biológico como primer método de defensa. Con base en lo anterior, el objetivo de la presente investigación es el de contribuir al conocimiento de los parasitoides de la mosquita blanca en el estado de Morelos, para ser considerados como una alternativa, en programas de manejo integrado.

El trabajo se realizó en el ejido de San Agustín Amatlipac, campo Piedras Negras, municipio de Yautepec, Morelos. Se utilizó planta de jitomate variedad Río Fuego, obtenida a través de la siembra directa en charolas para almácigo. El transplante se realizó cuarenta días después en el terreno experimental, previamente preparado (dos rastras y surcado) y dividido en dos parcelas. Cada parcela se dividió en cuatro bloques con seis tratamientos, cada uno, distribuidos al azar. La parcela 1 se manejo con cinco tratamientos semanales a base de endosulfán (Thionex[®]) a las dosis de 187, 281, 375, 562 y 750 g. i. a./ha, y un tratamiento testigo (agua). La parcela 2 se manejo con dos tratamientos a base de *Beauveria bassiana* (uno aplicado cada cuatro días y el otro semanalmente), dos tratamientos a base de *Paecilomyces fumosoroseus* (uno aplicado cada cuatro días y el otro semanalmente), un tratamiento testigo (agua) y un tratamiento a base de insecticida (endosulfán 562 g. i. a./ha) aplicados semanalmente. Los hongos fueron producidos en el laboratorio de Patología de Insectos del Colegio de Postgraduados.

Se colocaron cinco trampas de impacto en cada parcela, una en cada punto cardinal y una al centro, cubiertas con una hoja removible de papel lustre amarillo impregnadas con una ligera capa de adherente, reemplazadas semanalmente, para cuantificar el número promedio de mosquitas capturadas por cm². Semanalmente se

efectuaron registros del número de adultos posados en un foliolo en el primer tercio de la planta (diez foliolos por repetición), también se colectaron diez foliolos por repetición para cuantificar el número de inmaduros por tratamiento, cuando se presentaron ninfas parasitadas se registró el número de ninfas totales y parasitadas por cm^2 . Los foliolos se colocaron en cámaras húmedas, los parasitoides adultos se colectaron y se realizó su montaje para su identificación taxonómica. Al mismo tiempo se realizaron colectas en cultivos de calabaza y frijol cercanos a la parcela. Los datos obtenidos fueron sometidos a un análisis estadístico.

En la zona de estudio se presentaron dos especies de mosquita blanca, *Trialeurodes vaporariorum* y *Bemisia tabaci*, observándose una mayor población de la primera. Los registros de los adultos capturados en las trampas amarillas, los conteos visuales y el registro de ninfas, indican que la mayor densidad poblacional se presentó en el mes de marzo. En la parcela 1 el tratamiento más efectivo fue el endosulfán a la dosis de 562 g. i. a./ha, ya que presentó el menor número de adultos y ninfas. En la parcela 2, el tratamiento de *P. fumosoroseus* aplicado con una frecuencia de cuatro días fue el más efectivo.

Se detectaron dos géneros de himenópteros parasitoides asociados a la mosquita blanca, *Eretmocerus* (Aphelinidae) y *Amitus* (Platygasteridae), predominando el primero. En general, se presentaron bajos niveles de parasitismo, encontrándose niveles más altos en la parcela manejada con endosulfán, los cuales oscilaron de 7.89 a 41.64% de ninfas parasitadas por cm^2 , en la parcela manejada con entomopatógenos los valores oscilaron de 4.30 a 33.86% de ninfas parasitadas por cm^2 .

Estos resultados indican que el insecticida aplicado no afectó de manera significativa a los parasitoides y por lo tanto puede ser utilizado dentro de estrategias de manejo integrado. Por el contrario, la utilización de los entomopatógenos influyó en los niveles de parasitismo, encontrando que a una mayor frecuencia de aplicación se presentó un menor porcentaje de parasitismo, sin embargo se presentó una relación directa entre la población plaga y el enemigo natural, por lo tanto, la utilización adecuada de estos microorganismos puede proporcionar resultados satisfactorios en el control de la mosquita blanca.

1. INTRODUCCION

Los cultivos hortícolas representan al menos el 20% de la producción agrícola de este continente (Gordon y Barden, 1992). En México, se producen más de 30 especies hortícolas, consideradas una de las bases más sólidas de la economía mexicana, generando alimento para la población, fuentes de empleos a numerosas familias y divisas al país por concepto de exportación (Rodríguez, 1993; Mendoza, 1996). Entre las hortalizas más importantes, se citan: jitomate, chile, papa, melón y sandía (Ortega, 1992).

A pesar de que en el país se destina una superficie considerable a la siembra de hortalizas, estos cultivos presentan diversos problemas que reducen la producción provocando cuantiosas pérdidas.

Uno de los problemas fitosanitarios de mayor importancia a nivel mundial, lo constituye la mosquita blanca, plaga agrícola que ataca gran diversidad de cultivos, entre ellos los hortícolas, frutales, industriales y ornamentales. Ocasiona graves daños directa o indirectamente, siendo en algunas ocasiones de proporciones devastadoras, esto debido a sus hábitos alimentarios y a su capacidad de transmitir virus fitopatógenos (Aguirre, 1995).

El método más generalizado para el combate de la mosquita blanca es el químico; sin embargo, sus aplicaciones se hacen de forma irracional y anárquica (aumento de frecuencia y dosis, y mezcla de productos) (Salguero, 1993; Carazo *et al.* 1996). Esta forma de uso ha traído consecuencias negativas, como el aumento en los costos de producción hasta el grado de hacer incosteable la actividad agrícola (Ortega, 1996), deterioro del ambiente y aceleración en el desarrollo de resistencia a los insecticidas aplicados (Salguero, 1993; Penagos y Williams, 1995; Carazo *et al.* 1996; Ortega, 1996). Por otro lado, este método no ha sido eficaz para mitigar los daños causados por los virus transmitidos por la mosquita blanca, pues una densidad baja de adultos puede diseminarlos rápidamente (Hernandez, 1972; Cubillo e Hilje, 1996). Por lo tanto, sería deseable utilizar sustancias repelentes, que actúen como complemento de otras medidas de manejo (Cubillo e Hilje, 1996).

Otro método que contribuye a disminuir los problemas de plagas son las prácticas agrícolas o "culturales" que habitualmente se utilizan como parte de los sistemas de producción. Entre las prácticas evaluadas en el manejo de la mosquita blanca se encuentran las vedas, manejo de fechas de siembra, destrucción de rastrojos, eliminación de malezas, protección de almácigos, manejo de densidades de siembra, podas, esquemas de

fertilización, barreras vivas, coberturas al suelo, cultivos asociados y cultivos trampa (Hilje y Cubillo, 1996). Estas prácticas no eliminan, solo ayudan a retardar la aplicación de otras medidas de manejo (Salguero, 1993). También el cultivo de variedades con mayor resistencia puede servir como uno de los principales componentes para manejar las poblaciones de la mosquita blanca, sobre todo en los lugares donde los plaguicidas no se consiguen fácilmente (Ortega, 1992).

Una estrategia que ofrece buenas perspectivas para el manejo de la mosquita blanca es el uso y manipulación de los enemigos naturales (parasitoides, depredadores y microorganismos entomopatógenos) (Rodríguez, 1993), entre los que se cuentan: hongos, arañas, ácaros, coleópteros, neurópteros, dípteros, hemípteros y varios grupos de himenópteros parasitoides (Fransen, 1990; Gerling, 1990; Caballero, 1993; Cave, 1996; Shannon, 1996).

El grupo de parasitoides más importante lo representan los afelínidos. La biología de varios afelínidos es notable y tiene gran relevancia en su utilización en programas de control biológico (Penagos y Williams, 1995).

Salguero (1993) menciona que aplicando medidas de control adecuadas, tales como prácticas culturales, variedades resistentes y uso racional de plaguicidas, se podría favorecer la proliferación de los depredadores y parasitoides. Lamentablemente la falta de estudios taxonómicos, biológicos y ecológicos sobre parasitoides y depredadores ha limitado su uso en el combate de esta plaga. Esta falta de información es crítica en el caso de los parasitoides, que son los más promisorios para el control biológico en el campo (Cave, 1996).

Por lo tanto, es necesario conocer el complejo de parasitoides presentes en las zonas hortícolas del país, realizar su identificación taxonómica y estudios sobre su biología y ecología, y tratar de implementar medidas de control biológico en programas de manejo integrado para reducir las poblaciones de la plaga.

También, el conocer la potencialidad de los parasitoides nativos de la mosquita blanca dará la pauta a decidir la importación de parasitoides exóticos o la movilización de las especies nativas prometedoras a otros lugares del país (Arredondo, 1993).

Debido a la importancia que tiene el contar con el conocimiento de las especies parasitoides de la mosquita blanca para su combate, en el presente trabajo se plantean los siguientes objetivos:

Objetivo general:

Contribuir al conocimiento de los parasitoides de la mosquita blanca en el estado de Morelos, para ser considerados como una alternativa, en programas de manejo integrado.

Objetivos específicos:

Conocer la fluctuación poblacional de la mosquita blanca en un cultivo de jitomate sometido a dos sistemas de manejo (insecticida y hongos entomopatógenos).

Identificar el complejo de parasitoides asociados a la mosquita blanca en el cultivo de jitomate y otros cultivos presentes en la zona.

Determinar la relación que existe entre el sistema de manejo y el porcentaje de parasitismo.

2. REVISION DE LITERATURA

2.1. Horticultura en México.

2.1.1. Importancia.

Las hortalizas son una de las bases más sólidas de la economía mexicana. Su importancia radica primordialmente en el área sembrada, volumen de alimentos que producen alta redituabilidad, demanda de mano de obra (Ortega, 1992) y fuente importante de divisas para el país, ya que el 70-80% de la producción se destina al mercado de exportación (Huerta, 1992).

2.1.2. Regiones hortícolas.

Las hortalizas se cultivan en diversas regiones del país; sin embargo, la mayor superficie y producción se obtiene en el Noroeste del país. El clima, el suelo, disponibilidad de riego y la orografía de la región han permitido la siembra de grandes extensiones con alta tecnología. Por otra parte, la cercanía con el principal mercado de exportación minimiza los costos de transporte, por lo cual el noroeste, particularmente Sinaloa y sur de Sonora, han crecido como áreas hortícolas. Otras zonas productoras importantes son Baja California Norte, Tamaulipas, Guanajuato, Michoacán, Veracruz, Morelos, Guerrero, San Luis Potosí, Zacatecas, Nayarit, Jalisco y Colima (Mendoza, 1996).

2.1.3. Plagas asociadas a las hortalizas.

Entre los principales problemas que afectan a los cultivos hortícolas se encuentran los insectos plaga, presentándose, algunas especies del orden Thysanoptera (Thripidae), Hemiptera (Pentatomidae), Homoptera (Cicadellidae, Aleyrodidae, Aphididae), Diptera (Anthomyiidae, Agromyzidae), Coleoptera (Chrysomelidae, Apionidae, Curculionidae) y Lepidoptera (Gelechiidae, Sphingidae, Noctuidae, etc.). Entre ellos destacan por su importancia los aleiródidos, conocidos como mosquitas blancas (Ortega, 1992).

2.2. Mosquita blanca

2.2.1. Distribución.

Alrededor de 1200 especies de mosquitas blancas han sido descritas a nivel mundial ubicadas en 126 géneros (Mound y Halsey, 1978), aunque el número real probablemente sea mayor, debido a que muchas de las investigaciones sobre estos organismos han sido realizadas principalmente en áreas templadas y en los trópicos nuestro conocimiento depende de la actividad de especialistas locales. Aunque las mosquitas blancas tienen una distribución cosmopolita, la mayoría de las especies descritas son de origen tropical (63%) (Bink-Moenen y Mound, 1990).

2.2.2. Especies de importancia para el país.

Actualmente las especies *Bemisia tabaci* (Gennadius), *B. argentifolii* Bellows & Perring, *Trialeurodes vaporariorum* West., *T. abutilonea* Hald., *Tetraleurodes osorum* Cockerell, *Aleurocanthus woglumi* Ashby y *Aleurothrixus floccosus* Maskel son las más importantes, sin embargo *B. argentifolii* representa la de mayor interés económico para México (Montealegre, 1996).

En el estado de Morelos se reporta la presencia de *B. tabaci* y *T. vaporariorum* como plagas importantes del jitomate (Dominguez, 1990). Además, Martínez (1996) mencionó que a partir de 1991 *B. argentifolii* avanzaba hacia el sur y en 1997 la Dirección General de Sanidad Vegetal la identificó oficialmente en varios municipios de este estado (Tamayo, 1998).

2.2.3. Daños ocasionados.

El daño directo a los cultivos es ocasionado al succionar los nutrientes de las plantas a través de su aparato bucal, provocando el amarillamiento de la hospedera, la cual detiene su crecimiento y pierde su vigor, lo que provoca la formación de frutos de mala calidad (Ortega, 1992; Aguirre, 1995). Cuando se presentan altas poblaciones de mosquita blanca las plantas pueden morir (Riley y Sparks Jr, 1994).

El daño indirecto lo produce al actuar como vector de agentes causales de enfermedades vírales, como el chino del tomate, mosaico común del frijol, mosaico dorado del chile, enchinamiento de la hoja de calabaza, achaparramiento de la papa, etc. (Aguirre, 1995). Otro daño es originado por la excreción de mielecilla sobre las hojas, la cual induce el desarrollo de hongos que interfieren en los procesos fotosintéticos de la planta (Van lenteren y Noldus, 1990) disminuyendo ésta actividad, además de causar asfixia debido al taponamiento de los estomas (Romero, 1995).

En el estado de Morelos, la enfermedad del chino del tomate se ha presentado de manera endémica en todos los ciclos de cultivo con daños de hasta 100% bajo condiciones favorables para el desarrollo del vector y la enfermedad (Bailón, 1983), esto ha ocasionado una reducción considerable en la superficie sembrada de este cultivo (Dominguez y Rodríguez, 1991). Además, en los últimos años los daños por esta enfermedad han sido muy intensos, destruyendo totalmente el plantío, provocando que los productores sustituyan este cultivo por otro generalmente menos remunerativo (Ortega, 1996).

2.2.4. Dinámica poblacional.

Dominguez (1990) realizó una comparación de la dinámica poblacional de *B. tabaci* y *T. vaporariorum* en el campo experimental de Zacatepec, Morelos, en los cultivos de jitomate, jicama, berenjena, frijol y chile, y menciona que en el mes de julio no se presentaron ninfas de mosquita blanca debido a las fuertes lluvias que se presentaron. *T. vaporariorum* está presente de agosto a marzo y *B. tabaci* está presente de marzo a diciembre, las dos especies se encuentran en forma simultánea en marzo, agosto, septiembre, octubre y diciembre, además se encuentran cohabitando en los cultivos de jitomate y berenjena.

Por su parte, Sánchez y Carapia (1992) reportaron que *B. tabaci* incrementa su población en plantas de jitomate a medida que madura el cultivo; sin embargo, al deteriorarse la planta, las mosquitas las abandonan y se concentran en otras que presentan mejores condiciones.

Salazar (1998) realizó un estudio, utilizando trampas amarillas, para conocer la incidencia de la mosquita blanca en seis regiones hortícolas de Morelos. Reportando que la mayor incidencia se observó en el mes de febrero en Atlatlaucan y Axochiapan, en marzo en

Tlayacapan, Zacatepec y Miacatlan, y en abril en Cd. Ayala. En todos los sitios de muestreo la población tendió a bajar a partir de mayo y permaneció así durante la temporada de lluvias, excepto en Atlatlaucan en donde se observó otro incremento de la población en octubre.

2.3. Control biológico de la mosquita blanca.

2.3.1. Definición de control biológico.

El control biológico es la acción de los enemigos naturales (depredadores, parasitoides y patógenos) para mantener la población de un organismo a un promedio inferior al que existiría en su ausencia (Cave, 1994).

2.3.2. Enemigos naturales de la mosquita blanca.

La mosquita blanca tiene varios enemigos naturales, entre los más conocidos se incluyen hongos patógenos y artrópodos depredadores y parasitoides (Gerling, 1992 y 1996).

2.3.2.1. Patógenos.

En general, los patógenos de insectos pertenecen a varios grupos: virus, bacterias, protozoarios, rickettsias, hongos y nematodos entomofagos. No existen reportes de nematodos parasitando a mosquitas blancas, pero es posible que estas sean atacadas por virus y bacterias debido a infecciones secundarias penetrando a través de heridas existentes. Así, los patógenos reportados para aleirodidos han sido exclusivamente hongos, ya que estos pueden infectar a los insectos chupadores penetrando a través de la cutícula (Van Lenteren *et al.* 1996).

Los hongos requieren condiciones ambientales y microclimáticas especiales para germinar y causar infección en el hospedante, éstos se presentan principalmente en climas con alta humedad relativa; generalmente atacan a las ninfas hospederas, por ejemplo, *Aschersonia aleyrodidis* infecta exitosamente el primer, segundo y tercer estadio ninfal de la mosquita blanca de los invernaderos, el cuarto estadio es menos susceptible, y es incapaz de

infectar y matar huevos y adultos (Fransen *et al.* 1987). Otras especies como por ejemplo, *Paecilomyces fumosoroseus* puede atacar todos los estadios de vida de las mosquitas (Fransen, 1990).

Existen hongos con hospederos específicos, como el género *Aschersonia* que es específico de mosquitas blancas, mientras que *Verticillium lecanii*, *Paecilomyces sp.*, *Aegerita webberi* (Gerling, 1992), *Beauveria bassiana*, *Erynia radicans* no lo son (Fransen, 1990).

Entre otros géneros de hongos entomopatógenos reportados atacando a mosquitas blancas se encuentran *Acremonium*, *Aphanocladium*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Microcera*, *Sporotrichum* y *Trichothecium* (Fransen, 1990).

La futura utilización de hongos como biopesticidas se considera muy prometedora (Osborne y Landa, 1992).

Entre los productos comerciales disponibles a base de *Beauveria bassiana* contra la mosquita blanca se encuentran: MYCOTAL-WP® (polvo hidrosoluble) de Mycotech Corporation E.E.U.U., obtenido de la cepa GHA (Wraight y Bradley, 1996); NATURALIS-L® en formulación emulsificable de Troy Biosciences, Fermone Corporation, E.E.U.U.; y BEA-SIN® de Agrobionsa, México (Shannon, 1996; Gutierrez *et al.* 1996). Actualmente la empresa Agrobionsa de México produce en forma comercial PAE-SIN® (polvo humectable), formulado a base de *Paecilomyces fumosoroseus* (Torres y Cardenas, 1996). También se han comercializado algunos productos a base de *Verticillium lecanii*, como MYCOTAL®, VERTALEC® y MICROGERMIN® utilizados en invernaderos para combatir mosquitas blancas, áfidos y trips, principalmente en Europa (Osborne y Landa, 1992; Shannon, 1996).

2.3.2.2. Depredadores.

Los depredadores de mosquitas blancas pertenecen principalmente a cuatro órdenes de insectos: Hemiptera, con representantes de las familias Miridae y Anthocoridae; Neuroptera, con organismos de la familia Chrysopidae; Diptera, con representantes de las familias Syrphidae y Empididae; y Coleoptera, con gran número de organismos de la familia Coccinellidae. También encontramos dentro del complejo de depredadores a algunas arañas y ácaros, estos últimos están representados principalmente por organismos de la familia Phytoseiidae (Gerling, 1990) y un organismo de la familia Stigmaeidae (Arredondo, 1992).

Además, Caballero (1993) menciona que la familia Lygaeidae (Hemiptera) se encuentra reportada con una especie que ataca a *B. tabaci*, e incluye también a la familia Mantispidae (Neuroptera). Serrano *et al.* (1993) reporta una especie de la familia Dolichopodidae (Diptera) atacando a ninfas y adultos de mosquitas blancas.

Sin embargo, las especies individuales de depredadores de las familias Anthocoridae, Coccinellidae, Chrysopidae, Hemerobiidae y la mayoría de los Miridae son inhábiles para mantener a la mosquita blanca de los invernaderos, *T. vaporariorum*, por abajo de los niveles de daño, aunque un complejo de depredadores si puede realizarlo. Las chinches depredadoras del género *Macrolophus* o *Dicyphus* pueden reducir las poblaciones de la plaga (Onillon, 1990).

El problema principal con los depredadores es que son generalistas, por lo cual su asociación puede ser fortuita (Ortega, 1992). Por lo tanto, generalmente son más efectivos cuando la densidad de población de la mosquita blanca es alta (Riley y Sparks Jr, 1994).

Cave (1994) menciona que de los depredadores reportados en América Central *Delphastus pusillus* (Le Conte) (Coccinellidae) es el de mayor potencial, por su distribución que abarca desde los Estados Unidos hasta Perú y porque es de hábitos oligófagos, teniendo preferencia por especies de aleiródidos. Además, éste coleóptero responde en forma positiva a señales olfatorias de hojas infestadas con *B. tabaci* y puede discriminar ninfas sanas de ninfas parasitadas evitando alimentarse de estas últimas (Parrella *et al.* 1992; citado por Cave, 1994).

En México, Resendiz (1993) reporta que la larva de *Allograta oblicua* (Syrphidae) podría ser usado como un agente de control biológico de la mosquita blanca, debido a su voracidad de huevecillos y ninfas y su amplia distribución en Baja California.

Es importante conocer la eficiencia de los depredadores, la cual es definida por el número de presas consumidas por día, su longevidad, su reproducción, su capacidad de desarrollo y su especificidad de las presas (Gerling, 1990), ya que constituyen un grupo muy versátil y una vez que sean conocidas sus características particulares, diferentes especies podrían ser utilizadas bajo una multitud de condiciones ambientales.

2.3.2.3. Parasitoides.

Gran número de especies de parasitoides asociados a mosquitas blancas han sido identificados. Muchos son específicos a su hospedero, pero algunos son hiperparasitoides y su importación puede reducir la eficiencia de los parasitoides principales.

Entre las familias de himenópteros con representantes parasitoides de mosquita blanca se encuentran Eulophidae, Encyrtidae, Ceraphronidae, Scelionidae, Signiphoridae, Platygasteridae y Aphelinidae; sin embargo, esta última presenta el complejo de parasitoides más importantes de mosquitas blancas, y está representada por los géneros *Azotus*, *Cales*, *Encarsia* y *Eretmocerus* (Gerling, 1990).

Los principales parasitoides que atacan a *T. vaporariorum* y el complejo de *B. tabaci* están confinados únicamente en dos géneros, *Encarsia* y *Eretmocerus*. Sin embargo, ellos agrupan gran número de especies, incluyendo las que se encuentran localmente, como *En. deserti* Gerling y Rivnay y *Eretmocerus* sp. del sur de California, y otros con amplia distribución, como *En. transvena* (Timberlake), *En. lutea* (Masi) y *Er. mundus*, reportados en cinco o más regiones (Onillon, 1990).

Los parasitoides afelinidos han sido los más efectivos agentes en programas de control biológico contra las mosquitas blancas (Williams, 1995).

2.3.2.3.1. Especies reportadas en México

De las 30 especies de afelinidos parasitoides de mosquitas blancas registradas hasta la fecha, 12 se encuentran reportadas para México (Cuadro 1). Además, el Centro Nacional de Referencia de Control Biológico (CNRCB) plantea, en su programa de control biológico de mosquita blanca, que parte de sus actividades son las de conocer la diversidad de especies nativas que atacan a *B. tabaci* Genn. y *B. argentifolii* Bellows & Perring. Para ello se efectúan muestreos en diversas zonas del país, en particular en el Occidente y Noroeste de México (Cuadro 2) (Arredondo, 1995).

Domínguez y Rodríguez (1991), reportan la presencia de *Eretmocerus* spp. y *Encarsia* spp. para la zona de Zacatepec, Morelos.

Cuadro 1. Afelinidos parasitoides de mosquitas blancas registrados en México
(Tomado de Arredondo, 1995).

Especie	Referencia
<i>Encarsia aurantii</i> (Howard)	Anónimo (1979)
<i>En. hispida</i> De Santis	Polaszek <i>et al.</i> (1992)
<i>En. luteola</i> (=deserti) Howard	Polaszek <i>et al.</i> (1992)
<i>En. nigricephala</i> Dozier	Alarcón (1993), Polaszek <i>et al.</i> (1992)
<i>En. opulenta</i> (Silvestri) Importación	Flanders (1969), Bravo (1992)
<i>En. pergandiella</i> Howard (= <i>tabacivora</i> , <i>bemisiae</i> , <i>versicolor</i>)	Arredondo <i>et al.</i> (1994), Polaszek <i>et al.</i> (1992)
<i>En. porteri</i> (Mercet)	Arredondo <i>et al.</i> (1994), Alarcón (1993)
<i>En. quaintancei</i> Howard	Polaszek <i>et al.</i> (1992)
<i>En. strenua</i> (Silvestri)	Alarcón (1993)
<i>En. formosa</i> Gahan (Importación)	CNRCB (1992) (dato no publ.)
<i>Eretmocerus californicus</i> Howard	Arredondo <i>et al.</i> (1994), Alarcón (1993)
<i>Er. mundus</i> Mercet	Arredondo (1992) (dato no publ.)

2.3.2.3.2. Producción masiva con fines comerciales.

El afelinido *En. formosa* Gahan fue identificado en 1926 como un parasitoide de la mosquita blanca de los invernaderos. En los años siguientes este parasitoide fue producido e introducido a varias regiones de Inglaterra. Durante los 30's *En. formosa* fue exportada a otros lugares de Europa, Canadá, Australia y Nueva Zelanda. Después de la Segunda Guerra Mundial la distribución de éste parasitoide fue suspendida a causa de la introducción de insecticidas organosintéticos para el combate de esta plaga. Sin embargo, en los 70's fue retomada nuevamente con gran fuerza, debido a la aparición de los primeros signos de resistencia en la plaga y a su gran expansión. Desde entonces, la implementación de *En. formosa* para el control biológico de *T. vaporariorum* se ha incrementado constantemente y ampliado a regiones con industria de invernaderos (Enkegaard, 1993; Van Lenteren *et al.* 1996).

Cuadro 2. Parasitoides de mosquitas blancas reportados por el Centro Nacional de Referencia de Control biológico en México (Tomado de Arredondo, 1995).

LOCALIDAD	ESPECIE DE MOSCA BLANCA	ESPECIE DE PARASITOIDE
Tecomán, Col.	<i>B. tabaci</i>	<i>Encarsia pergandiella</i> <i>En. porteri</i> <i>Encarsia</i> sp. 1 <i>Eretmocerus haldemani</i>
Chapala, Jal.	<i>T. vaporariorum</i>	<i>Amitus</i> prob. <i>hesperidium</i> (Platygasteridae) <i>Eretmocerus</i> sp. 3
V. Carranza, Jal.	<i>B. tabaci</i>	<i>Eretmocerus californicus</i> <i>Eretmocerus</i> nueva sp. <i>Eretmocerus</i> sp. 4
Culiacán, Sin. Norte de Sinaloa	<i>B. tabaci</i> <i>B. tabaci</i>	<i>Eretmocerus californicus</i> <i>Encarsia strenua</i> <i>Encarsia pergandiella</i> <i>Encarsia nigricephala</i>
Cd. Obregón, Son. Caborca, Son.	<i>B. argentifolii</i>	<i>Encarsia pergandiella</i> <i>Encarsia</i> sp. 3 <i>Eretmocerus</i> nr. <i>californicus</i> <i>Er. nr. californicus</i> <i>Encarsia</i> sp. 3
Mexicali, B. C.	<i>B. argentifolii</i>	<i>Eretmocerus californicus</i>
Texcoco, Edo. De México	<i>T. vaporariorum</i>	<i>Encarsia formosa</i> <i>Encarsia strenua</i> <i>Encarsia</i> sp. 5 <i>Amitus</i> sp.
Santo Domingo del Barrio Bajo, Etila, Oaxaca		<i>Encarsia pergandiella</i> <i>Encarsia nigricephala</i> <i>Eretmocerus haldemani</i>

2.3.2.3.3. Estudios y liberaciones exitosas.

En 1986-87 se introdujo en el sur de California la mosquita blanca del fresno *Siphoninus phillyreae* (Haliday), ésta se expandió rápidamente por varios condados de la región e incrementó su densidad poblacional atacando gran cantidad de cultivos. En 1989, ocho poblaciones de enemigos naturales fueron introducidos y puestos en cuarentena, y únicamente tres de ellos fueron reproducidos exitosamente: dos poblaciones de *Encarsia inaron*, una de Israel y la otra de Italia, y el coccinellido *Clitostehus arcuatus* (Rossi). Las

dos poblaciones de *Encarsia* fueron liberadas en los condados afectados por la mosquita blanca (Bellows *et al.* 1990). Dos años después de las liberaciones, la población de mosquita blanca disminuyó considerablemente, debido al rápido incremento y establecimiento de *En. inaron* (Pickett *et al.* 1996).

Debido a la disponibilidad comercial de *En. formosa* y a que ha probado ejercer un eficiente control bajo las condiciones prevalecientes en los invernaderos en regiones templadas, la atención se ha enfocado en éste parasitoide como un candidato para el control de *B. tabaci*. Los primeros estudios en invernadero sobre cultivos ornamentales han arrojado resultados promisorios (Enkegaard, 1994). Parrela *et al.* (1991) realizaron un estudio en un cultivo de poinsettia (*Euphorbia pulcherrima* Wild) con liberaciones periódicas de éste parasitoide, obteniendo un efecto significativo en la reducción del desarrollo de *B. tabaci*.

La mosquita blanca de la hoja plateada, *B. argentifolii* Bellows & Perring, fue identificada en California, por lo tanto se inició en el Valle Imperial al sur de California la búsqueda de sus enemigos naturales nativos. Se encontró como una de las principales especies de parasitoides a *Er. sp. nr. californicus* Howard (Headrick *et al.* 1995). El porcentaje de parasitismo varió grandemente entre las especies de plantas hospederas (Headrick *et al.* 1996).

En 1992 se realizó un estudio con el fin de evaluar el potencial de *Er. nr. californicus*, como agente de control de *B. argentifolii*. Se realizaron liberaciones de este parasitoide en jaulas de campo en algodón en el sur de California, reportándose que el nivel de parasitismo se incrementó cuando se realizaron liberaciones periódicas. Por lo tanto, concluyen que *Er. nr. californicus* puede ser usado como un agente de control contra la mosquita blanca en algodón (Simmons y Minkenberg, 1994).

2.3.2.3.4. Investigación y producción.

El ARS European Biological Control Laboratory en Montpellier, Francia, ha sido la fuente principal de enemigos naturales de mosquitas blancas. Durante 1992 a 1996 se exploraron 25 regiones en Africa, Asia, Europa y América del Sur (Kirk *et al.* 1993; USDA-ARS, 1997).

Desde 1993, los trabajadores del Animal and Plant Health Inspection Service (APHIS) en Mission, Texas, que es un centro de control biológico de la USDA, han

reproducido 46 especies de parasitoides y depredadores exóticos de mosquitos blancos. Este centro a distribuido gran cantidad de insectos benéficos a docenas de científicos para estudios de laboratorio y campo (USDA-ARS, 1997).

En Costa Rica se ha intentado sin éxito, la cría masiva de *Eretmocerus* spp. bajo condiciones de laboratorio, introducido de España y Egipto y *En. transvena* Tirberlake de India. En 1994-95 se recibió del USDA *Eretmocerus* sp. de India, procesando el material y liberando los parasitoides emergidos directamente en el campo (Cave, 1994).

2. 4. Estudios sobre manejo de la mosquita blanca en Morelos.

2.4.1. Insecticidas.

Ortega *et al.* (1996), determinaron la susceptibilidad de una colonia de *T. vaporariorum* de Tepoztlán, Morelos, a seis insecticidas representantes de diferente grupo toxicológico, reportando que esta colonia fue susceptible a los insecticidas endosulfán e imidacloprid, tolerante a dimetoato, metomil y permetrina, y resistente a metamidofós. Por lo tanto, para lograr un control satisfactorio de la mosquita blanca, se sugirió aplicar endosulfán o imidacloprid, aunque este último conviene conservarlo como ultimo recurso, debido a que su uso incrementa los costos de producción.

Pavón (1998) realizó un estudio en el poblado de San Agustín Amatlipac, municipio de Tlayacapan, Morelos, para determinar la efectividad biológica de cinco insecticidas de diferente grupo toxicológico, reportando que el imidacloprid y endosulfán fueron los que presentaron mayor toxicidad contra *T. vaporariorum*. Los insecticidas metamidofos, deltametrina y metomil resultaron inefectivos.

2.4.2. Entomopatógenos.

Pineda y Alatorre (1996), en pruebas preliminares de laboratorio demostraron una actividad más agresiva de *P. fumosoroseus* comparado con diferentes aislamientos de *V. lecanii* y *B. bassiana* sobre *T. vaporariorum*. Continuando con estos estudios, se realizaron aplicaciones de *B. bassiana*, *P. fumosoroseus* y *V. lecanii* en un cultivo de frijol en el pueblo de San Agustín Amatlipac, municipio de Tlayacapan, Morelos. Los resultados obtenidos mostraron que *P. fumosoroseus* fue el más efectivo controlador de *T.*

vaporariorum con 91.6 % de mortalidad de ninfas, *B. bassiana* presentó un 81.2 % de mortalidad y *V. lecanii* alcanzó un 44.1 % de mortalidad (Guzmán 1997, comunicación personal).

Tamayo (1998), al realizar aplicaciones de *B. bassiana* y *P. fumosoroseus* contra *T. vaporariorum* en un cultivo de jitomate, en la zona de Tenextepango, Morelos, encontró valores de 53.1 y 51.8 % de mortalidad respectivamente. Concluyó que *B. bassiana* influye en el desarrollo de la progenie de mosquitas blancas, y que por lo tanto, dicho hongo puede ser utilizado en el manejo de poblaciones de *T. vaporariorum*.

En el Campo Experimental de Zacatepec, Morelos, se han liberado los hongos *V. lecanii* y *P. fumosoroseus* en forma aislada e incluidos en programas de manejo integrado, en cultivos de jitomate, calabaza y frijol, y se reporta que *P. fumosoroseus* presenta mayor efectividad y persistencia en campo (Dominguez, 1998).

2.4.3. Extractos vegetales.

En el Campo Experimental de Zacatepec, Morelos, desde 1987 se han evaluado especies vegetales en forma de infusiones y/o extractos, para el combate de la mosquita blanca, en cultivos de jitomate, frijol y calabaza. Los extractos que se han determinado altamente efectivos son *Agave lecheguilla* (shishi), *Ricinus communis* (higuerilla) y *Chenopodium ambrosoides* (epazote) (Dominguez, 1998). Al evaluar el producto Biocrack® (extracto de ajo y otros vegetales) sobre inmaduros de *T. vaporariorum*, se encontró que este fue altamente efectivo para disminuir la población de mosquita blanca, y por lo tanto, lo recomiendan como un método alternativo para disminuir los daños causados por esta plaga (Coutiño et al. 1998).

Ramos (1998), realizó la evaluación de un producto llamado Viomar (extractos vegetales) para el control de *T. vaporariorum*, mencionando que mantiene bajas densidades poblacionales de ninfas y adultos en campo e invernadero.

3. MATERIALES Y METODOS

3.1. Ubicación del área de estudio.

El trabajo se realizó durante el ciclo agrícola otoño-invierno, en el ejido agrícola de San Agustín Amatlipac, campo Piedras Negras, municipio de Yauatepec, Morelos (Figura 1), que se localiza a los $18^{\circ} 53' 58''$ de Latitud Norte y $99^{\circ} 00' 05''$ de Longitud Oeste, a 1230 msnm, lugar que pertenece a la provincia del Eje Neovolcánico y a la subprovincia de los Lagos y Volcanes del Anahuac (INEGI, 1981).

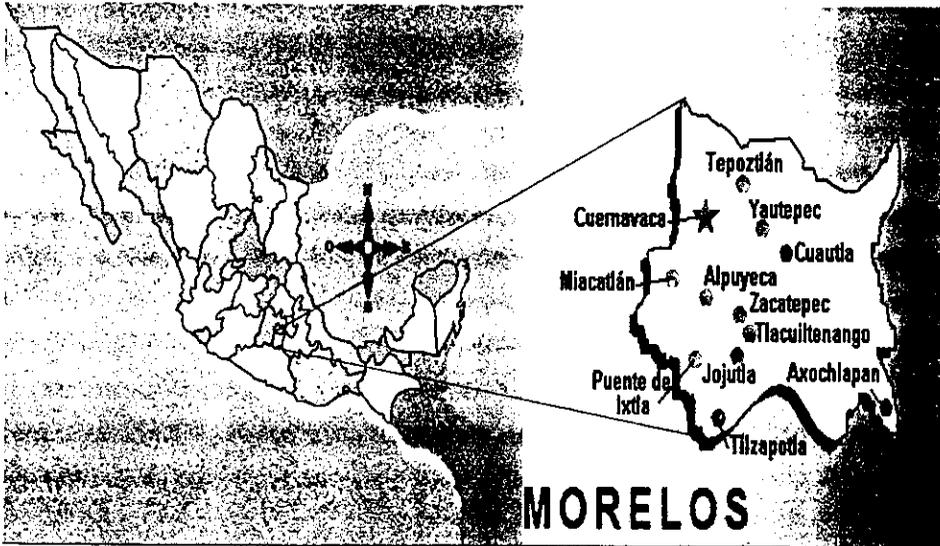


Figura 1. Localización del municipio de Yauatepec, Morelos.

3.2. Establecimiento del experimento.

3.2.1. Preparación del almácigo.

Se trabajó con plantas de jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) variedad Rio Fuego. Su obtención fue a través de la siembra directa en charolas para almácigo de unisel y plástico, en casa de un productor del pueblo de San Agustín Amatlipac. El sustrato utilizado fue una mezcla de Peet Moss[®] más agrolita. La metodología de siembra y cuidado del almácigo fue basada en la experiencia del productor. Se mantuvo por un tiempo de 40 días, posteriormente se realizó el trasplante.

3.2.2. Preparación del terreno.

Se aplicaron las prácticas agrícolas convencionales para su preparación: se eliminaron los restos del cultivo anterior y la hierba presente, con el tractor se realizó el barbecho, el rastreado y por último el surcado. La distancia entre surcos fue de 1 metro de ancho. Posterior al surcado se realizó el bandeado de abono (Triple 17) mezclado con el insecticida granulado Counter[®] (Terbufos).

Tres días antes del trasplante se realizó el marcaje del terreno para establecer las dos parcelas y la división de cada parcela para establecer los tratamientos.

3.2.3. Trasplante.

Previo al trasplante en el terreno experimental se realizó un riego para determinar la altura que alcanzaba la humedad en el borde del surco y prevenir posteriores problemas de hongos. Las plantas se colocaron en el borde del surco, permitiendo que su raíz alcanzara la humedad y el tallo quedara libre, a una distancia de 40 cm. entre cada planta.

3.3. Diseño experimental

Se considero un diseño experimental con bloques distribuidos al azar, los bloques se alinearon en sentido perpendicular al gradiente de pendiente del terreno.

3.3.1. Sistemas de manejo.

Se trabajó en dos parcelas de jitomate, sometidas a diferente sistema de manejo. Cada parcela presentó las siguientes dimensiones: 35 metros de longitud por 34 metros de ancho, lo cual nos da una superficie de 1190 m². Estas se dividieron en cuatro bloques con seis tratamientos distribuidos al azar.

3.3.1.1. Parcela manejada con insecticida.

La parcela 1 se trabajó con el manejo regional, es decir, se utilizó insecticida químico endosulfán (Thionex®) para el control de la mosquita blanca. Se seleccionó este insecticida tomando como antecedentes los estudios realizados por Ortega (1996) y Pavón (1998), realizados en Tepoztlan y San Agustín Amatlipac respectivamente, donde determinaron la susceptibilidad de la mosquita blanca a diferentes insecticidas, coincidiendo que de los utilizados en la región, los más recomendables son endosulfán e imidacloprid.

Se aplicaron cinco tratamientos a diferentes concentraciones del insecticida endosulfán (187, 281, 375, 562 y 750 gramos de ingrediente activo por ha) y un tratamiento testigo en el cual se aplicó solamente agua.

La aplicación de los tratamientos se realizó con una mochila manual y boquilla de cono hueco, se inició 4 días después del trasplante y continuo semanalmente hasta los 67 días después del trasplante, haciendo un total de 10 aplicaciones, las cuales se realizaban por las mañanas, dirigiendo la boquilla hacia el envés de las hojas, lugar donde se encuentra la mosquita.

3.3.1.2. Parcela manejada con entomopatógenos.

La parcela 2 se manejó con tratamientos a base de hongos patógenos de mosquita blanca (*B. bassiana* cepa 84, donada por los laboratorios Mycotech, aislada de trips y *P. fumosoroseus* cepa P1, proveniente del estado de Colima, aislada de mosquita blanca). Se seleccionaron estos hongos tomando como antecedentes los estudios realizados por Tamayo (1998) y Guzmán (1997, comunicación personal), realizados en la zona de Tenextepango y San Agustín Amatlipac respectivamente, quienes concluyen que estas dos especies de hongos

pueden ser utilizados en el manejo de poblaciones de mosquita blanca.

Se aplicaron dos tratamientos de *B. bassiana* (uno cada 4 días y el otro cada semana), 2 tratamientos de *P. fumosoroseus* (uno cada 4 días y el otro cada semana), un tratamiento a base de endosulfán (562 g. i. a./ha) y un tratamiento testigo (agua), los cuales se aplicaron semanalmente.

La producción de los hongos entomopatógenos se realizó en el laboratorio de Patología de Insectos del Instituto de Fitosanidad del Colegio de Postgraduados, un mes antes de su aplicación en el campo. Para su producción masiva se utilizó un medio mixto líquido-sólido, el cual consistió de una matriz a base de harina de soya para el medio líquido y arroz esterilizado en bolsas de plástico como medio sólido. Se mantuvieron en una cámara de incubación hasta el momento de su aplicación en campo

Antes de realizar la aplicación de los hongos, se determinó la concentración de esporas por gramo. Para esto, se utilizó un hematocitómetro o cámara de Neubauer, con el cual se hizo un conteo del número de esporas por mililitro de una solución preparada con un gramo de arroz del hongo esporulado, tomado de las bolsas. Para calcular éste dato se aplicó la siguiente formula:

$$A = E (4 \times 10^6) (FD) / 80 \quad \text{donde:}$$

A = Número de conidios por mililitro.

E = Promedio de los conteos de esporas realizados con el hematocitómetro.

FD = Factor de dilución.

$4 \times 10^6 / 80$ = Constante de la fórmula para convertir conidios/mm² a conidios/ml.

Multiplicando el número de esporas por mililitro, por el número de mililitros de la solución preparada, se obtuvo el número de esporas (conidios) por gramo del hongo adicionado a dicha solución, con estos datos se calcularon los gramos necesarios para obtener la dosis de conidios por hectárea.

Los hongos se aplicaron a una concentración de 1×10^{13} conidios/ml, utilizando una mochila de motor con boquilla de cono hueco, con una capacidad de 25 lt. Se inició 4 días después del trasplante y continuo hasta los 67 días después del trasplante, haciendo un total de 10 aplicaciones, las cuales se realizaban por las mañanas, dirigiendo la aplicación hacia el envés de las hojas, lugar donde se localiza a la mosquita, además de proteger a las esporas de la radiación solar.

La preparación de la solución con los hongos se realizó lavando directamente el

arroz en el campo, en una cubeta, utilizando Bionex® al 1% como adherente.

3.4. Parámetros evaluados.

3.4.1. Densidad poblacional de mosquita blanca.

Los adultos de mosca blanca son atraídos al color amarillo, por lo cual, para estimar su incidencia, se colocaron cinco trampas adhesivas, una en cada punto cardinal y una al centro de la parcela experimental. Las trampas utilizadas fueron de forma cilíndrica, de 34 cm. de largo por 12.2 cm. de diámetro, lo cual cubre un área de 414.8 cm². Estas trampas se cubrieron con una hoja removible de papel lustre amarillo, impregnadas con una ligera capa de adherente. El cilindro fue soportado por una estaca enterrada al suelo, ubicándose a una altura de 50 cm. Las cinco hojas de papel fueron reemplazadas semanalmente, para cuantificar el número promedio de mosquitas capturadas por cm².

Para determinar el efecto del tratamiento por unidad experimental, se registró el número promedio de adultos por foliolo, iniciando 4 días después del trasplante y finalizando hasta los 102 días. Los registros se realizaron por las mañanas, antes de aplicar los tratamientos, seleccionándose 10 plantas al azar por repetición, de cada planta se eligió un foliolo del primer tercio, lugar preferente para los adultos; cuidando de no mover mucho la planta se giró la hoja y se contabilizó el número de mosquitas presentes.

A los 60 días después del trasplante se detectó el establecimiento de la población dentro del cultivo, por lo tanto, para cuantificar el número de inmaduros por tratamiento, se colectaron 10 folíolos por repetición, del tercio inferior de las plantas, los cuales se trasladaron al laboratorio y con ayuda de un microscopio estereoscópico se contabilizó el número de ninfas presentes por 1 cm². Al inicio los registros se realizaron cada quince días, pero cuando se observó mayor población de inmaduros (88 días), se realizaron semanalmente, finalizando hasta los 116 días después del trasplante.

3.4.2. Especies de parasitoides y porcentaje de parasitismo.

A los 88 días después del trasplante, en el material colectado se observaron algunas ninfas con signos de parasitismo, por lo tanto, se procedió a realizar la cuantificación de las

ninfas parasitadas en 1 cm², continuando los conteos semanalmente hasta los 116 días.

Los folíolos con ninfas parasitadas se colocaron en cámaras húmedas, para revisarlos diariamente y coleccionar los parasitoides emergidos en frascos con alcohol al 70 %.

Para conocer en forma amplia los parasitoides presentes en la zona, se realizaron algunas colectas en cultivos de frijol y calabaza, que estaban llegando a su fase terminal, ubicados cerca de la parcela experimental. En estas se seleccionaron algunas plantas y se revisaron cuidadosamente la mayoría de los folíolos, colectándose aquellos que presentaban ninfas con signos de parasitismo, las cuales se transportaron al laboratorio, se colocaron en cámaras húmedas y se coleccionaron los parasitoides emergidos.

Se realizó el montaje de algunos organismos coleccionados en laminillas de vidrio con bálsamo de canadá, bajo la asesoría del Dr. Héctor González Hernández. La mayoría del material se conservó en frascos con alcohol.

La identificación de los organismos, hasta el nivel de género, se realizó siguiendo las claves de Loyola (1995).

3.5. Análisis estadístico.

La efectividad biológica de los tratamientos se determinó al someter los datos obtenidos de cada uno de los parámetros evaluados a un análisis de varianza, mediante el paquete de diseños experimentales versión 2.1, desarrollado por Emilio Olivares Sáenz de la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León. Para establecer diferencias significativas entre los tratamientos se utilizó la prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha=0.05$).

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Especies de mosquita blanca.

En la parcela experimental de jitomate se encontraron las especies *T. vaporariorum* y *B. tabaci* durante el ciclo de cultivo. Asimismo, los muestreos realizados en un cultivo de calabaza y otro de frijol cercanos a la parcela, indican la presencia de las dos especies en el primero, pero en el segundo solamente se encontró a *T. vaporariorum*. Domínguez (1990), reporta resultados similares en cultivos de jitomate y frijol para el Campo Agrícola Experimental de Zacatepec, Morelos y sus alrededores.

En los cultivos donde se presentaron las dos especies de mosquita blanca se observó una mayor densidad de *T. vaporariorum*, lo cual nos indica un dominio de esta especie en la región, confirmando lo mencionado por Tamayo (1998), quien encontró únicamente a la especie *T. vaporariorum* en la zona de Tenextepango, Morelos, sin descartar la posibilidad de la presencia de otras especies.

4.2. Parcela manejada con insecticida.

4.2.1. Densidad poblacional de adultos.

Las capturas realizadas con trampas amarillas indican que la población mosca blanca estuvo presente durante todo el ciclo de cultivo.

En la Figura 2 se muestra el número promedio de mosquitas blancas capturadas por cm^2 en las trampas colocadas en la parcela experimental. Los registros más bajos se encontraron en el primer conteo, realizado a los 18 ddt (días después del trasplante), con un promedio de 5.5 moscas por cm^2 . A partir de ese momento la población empezó a incrementarse paulatinamente, hasta alcanzar un primer pico a los 60 ddt, ocasionado por la migración de mosquitas de un cultivo de calabaza ubicado al sur de la parcela; lo anterior se confirmó al encontrar que las trampas ubicadas en el lado sur presentaron los mayores promedios de adultos capturados en esa fecha, posteriormente se observó una disminución de la población. En los siguientes registros la población fue aumentando hasta alcanzar su nivel más alto a los 95 ddt con un promedio de 37.9 moscas por cm^2 ,

posteriormente la población empezó a disminuir debido a que las plantas empezaban a deteriorarse.

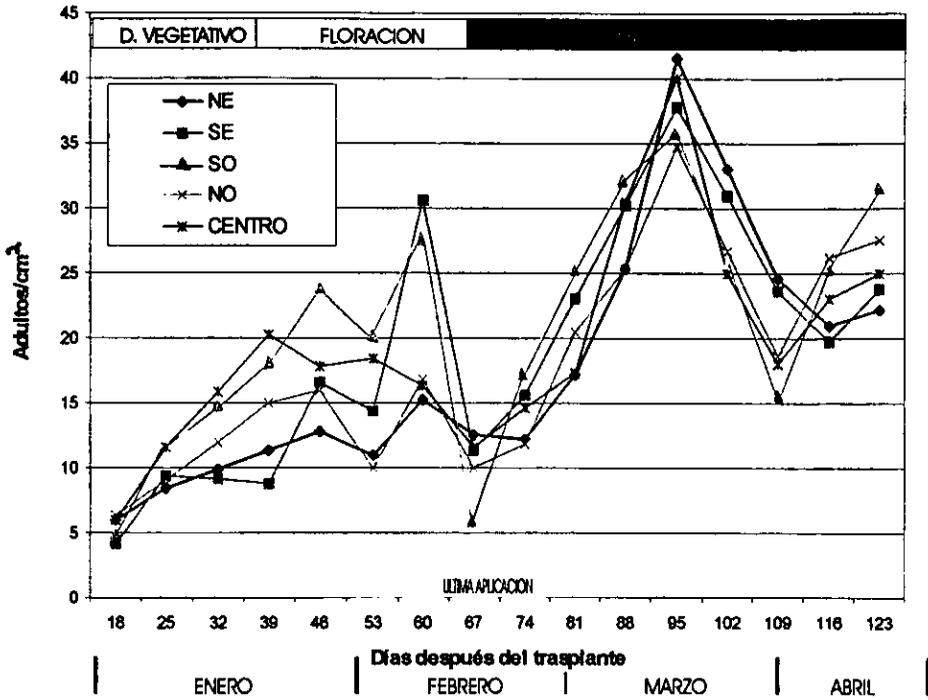


Figura 2. Número de adultos capturados por cm^2 en las trampas amarillas colocadas en cada punto cardinal y una al centro, en parcela experimental, en el ejido de San Agustín Amatlipac, Yautepec, Morelos.

Los registros del número promedio de adultos por foliolo nos indican que la mosquita blanca se presentó en el cultivo a partir de la fecha de trasplante.

En la Figura 3 se ilustra el número de adultos/foliolo por tratamiento. Hasta los 32 ddt se observa un incremento general, aun cuando cada parcela experimental estuvo tratada con diferente dosis de insecticida, el cual se interrumpió por una fuerte helada que ocasionó una disminución drástica de la población, afectándola considerablemente por dos semanas, después de las cuales se incrementó ligeramente. Aunado a lo anterior se detectó la migración de individuos del cultivo de calabaza que fue abandonado y empezaba a secarse. Dicha densidad se mantuvo uniforme hasta los 81 ddt,

posteriormente se incrementó en forma gradual, alcanzando su máximo a los 88 ddt. En esa fecha, la mayor población se registró en el tratamiento donde se aplicó endosulfán a la dosis de 375 g. de i. a./ha con un promedio de 14.1 moscas por foliolo, el tratamiento testigo ocupó la segunda posición con un promedio de 12.1 moscas por foliolo. Mientras que las plantas tratadas con endosulfán a las dosis de 750, 187 y 281 g. de i. a./ha el número promedio fue de 9.8, 9.1 y 7.2 moscas por foliolo respectivamente. El menor valor se registró en el tratamiento con endosulfán a la dosis de 562 g. de i. a./ha con 6.8 moscas por foliolo. En los dos últimos registros la población sufrió gran disminución debido a que las plantas se encontraban en la etapa de senectud.

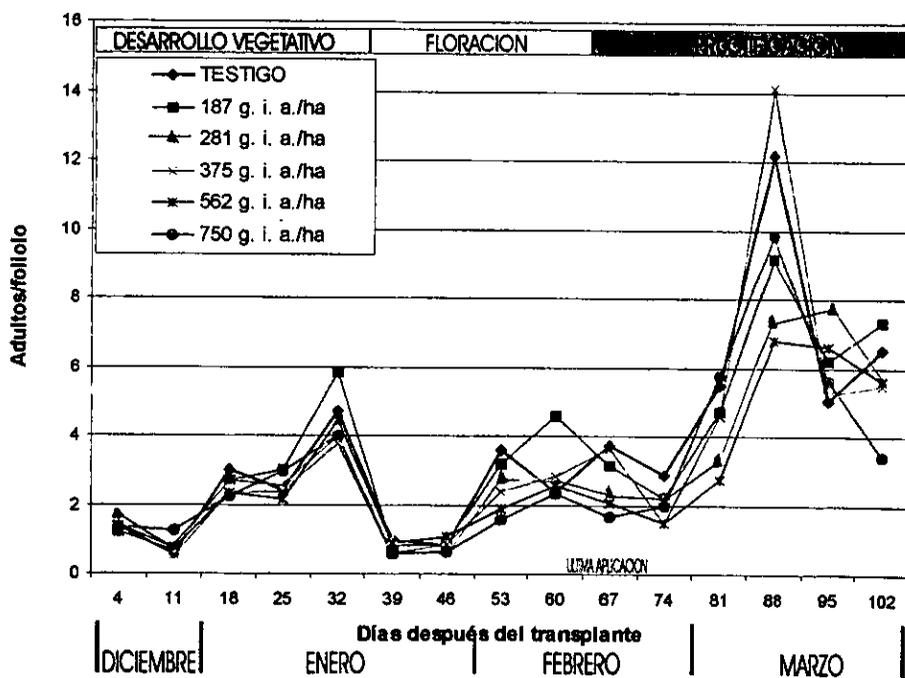


Figura 3. Número de adultos registrados por foliolo en la parcela experimental sometida a diferentes dosis de endosulfán, en el ejido de San Agustín Amatlipac.

El incremento explosivo de la población de moscas blancas registrados a los 88 ddt fue ocasionado por la suspensión de las aplicaciones de insecticida a los 67 ddt, periodo en el cual la planta se encontraba en fructificación.

El análisis estadístico final no indicó diferencias significativas en el número de adultos registrados por foliolo durante todo el ciclo de cultivo (Cuadro 3). Sin embargo, los mayores promedios se presentaron en el tratamiento testigo y en donde se aplicó la menor cantidad de insecticida (187 g. de i. a./ha), y el menor promedio se presentó en el tratamiento de 562 g. de i. a./ha.

Cuadro 3. Número promedio de adultos/foliolo registrados y su significancia, en la parcela experimental sometida a diferentes dosis de endosulfán.

TRATAMIENTO	ADULTOS/FOLIOLO
562 g. i. a./ha	2.85 A *
750 g. i. a./ha	3.01 A
281 g. i. a./ha	3.15 A
375 g. i. a./ha	3.43 A
187 g. i. a./ha	3.7 A
TESTIGO	3.71 A

*Medias con diferente letra en la misma columna son estadísticamente diferentes ($\alpha=0.05$).

4.2.2. Densidad poblacional de ninfas.

El registro de inmaduros se empezó a realizar hasta los 60 ddt, debido a que previamente no se había presentado colonización. Al principio los registros fueron realizados quincenalmente, pero cuando se detectó mayor colonización se realizaron cada semana.

El análisis estadístico, para el número de ninfas por tratamiento, no indicó diferencias significativas durante los muestreos. Sin embargo, como se puede observar en la Figura 4, a partir de que se suspendió la aplicación de los tratamientos (67 ddt), la población de ninfas sufrió un incremento general, registrándose los mayores promedios en el tratamiento testigo durante cinco de los siete muestreos realizados, sin embargo el mayor promedio se obtuvo en el tratamiento donde se aplicó endosulfán a la dosis de 375 g. de i. a./ha con 8.8 ninfas por cm^2 en el último registro, en cambio el tratamiento de endosulfán a la dosis de 562 g. de i. a./ha presentó la población más baja.

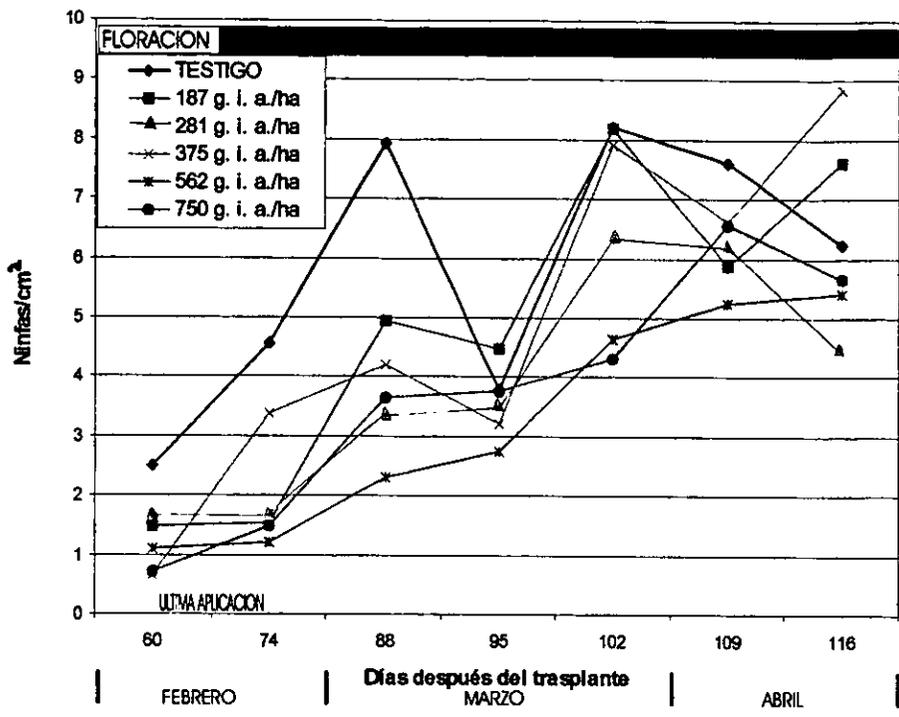


Figura 4. Número de ninfas registradas por cm^2 en la parcela experimental sometida a diferentes dosis de endosulfán.

El análisis estadístico final de los datos registrados muestra diferencias significativas entre los tratamientos (Cuadro 4). La mayor población de ninfas se registró en el tratamiento testigo al cual solo se le aplicó agua y la menor densidad se presentó en el tratamiento donde se aplicó endosulfán a la dosis de 562 g. i. a./ha. El resto de los tratamientos presentaron un comportamiento similar en su población, y no se encontró diferencia estadística significativa.

4.3. Parcela manejada con entomopatógenos.

4.3.1. Densidad poblacional de adultos.

En la parcela experimental tratada con diferente frecuencia de aplicación de hongos, los

Cuadro 4. Número promedio de ninfas/cm² y su significancia, en la parcela experimental sometida a diferentes dosis de endosulfán.

TRATAMIENTOS	NINFAS/cm ²
562 g. i. a./ha	3.24 B*
750 g. i. a./ha	3.73 AB
281 g. i. a./ha	3.91 AB
187 g. i. a./ha	4.87 AB
375 g. i. a./ha	4.98 AB
TESTIGO	5.84 A

*Medias con diferente letra en la misma columna son estadísticamente diferentes ($\alpha=0.05$).

registros del número promedio de mosquitas blancas capturados por cm² en las trampas amarillas (Figura 5) nos indican que la población se mantuvo uniforme hasta los 81 ddt, con un ligero incremento a los 60 ddt. Posteriormente se registro un incremento general, alcanzando el nivel más alto a los 95 ddt con un promedio de 40 moscas por cm².

La población de adultos de mosquita blanca registrada por foliolo mostró un comportamiento similar a la parcela manejada con insecticida (Figura 6), pero el análisis de varianza aplicado a los datos registrados en algunas fechas de muestreo indica que si existen diferencias entre los tratamientos, por lo tanto, se aplicó una prueba de medias (Tukey) para establecer diferencias significativas. Estas se presentaron en tres muestreos realizados durante las primeras semanas, pero no se detecta una alta población, y no se observa si estas diferencias están influenciadas por los tratamientos.

En términos generales, el análisis estadístico final indica que existen diferencias significativas entre los tratamientos aplicados durante el ciclo de cultivo (Cuadro 5). La mayor población se registró en el tratamiento testigo, ocupando la segunda posición los tratamientos a base de *B. bassiana* aplicado semanalmente (B8) y de endosulfán a la dosis de 562 g. de i. a./ha que no mostraron diferencias significativas entre ellos; el tratamiento a base de *P. fumosoroseus* semanal (P8) ocupó el tercer sitio, diferenciándose en gran medida del cuarto lugar que correspondió al tratamiento de *B. bassiana* aplicado cada 4 días (B4), y la menor población se registró en el tratamiento de *P. fumosoroseus* aplicado cada 4 días (P4).

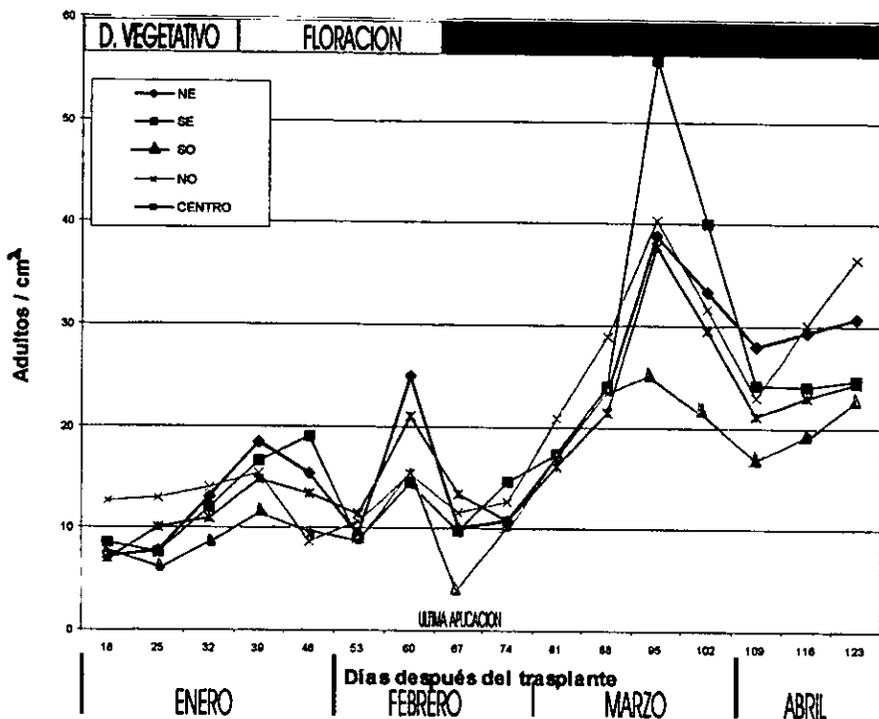


Figura 5. Número de adultos capturados por cm^2 en trampas amarillas colocadas en cada punto cardinal y una al centro de la parcela manejada con entomopatógenos, en el ejido de San Agustín Amatlipac, Yauatepec, Morelos.

4.3.2. Densidad poblacional de ninfas.

El análisis estadístico no indicó diferencias significativas entre los tratamientos durante las fechas de muestreo. Sin embargo, se observa que a partir de que se suspende la aplicación de los tratamientos se presenta un incremento general en la población de ninfas (Figura 7), alcanzando su punto máximo a los 95 ddt, presentándose la mayor población la parcela tratada con endosulfán a dosis de 562 g. de i.a./ha, con un promedio de 9.9 ninfas por cm^2 . La menor población se registró donde se aplicó *P. fumosoroseus* cada cuatro días con un promedio de 5.1 ninfas por cm^2 .

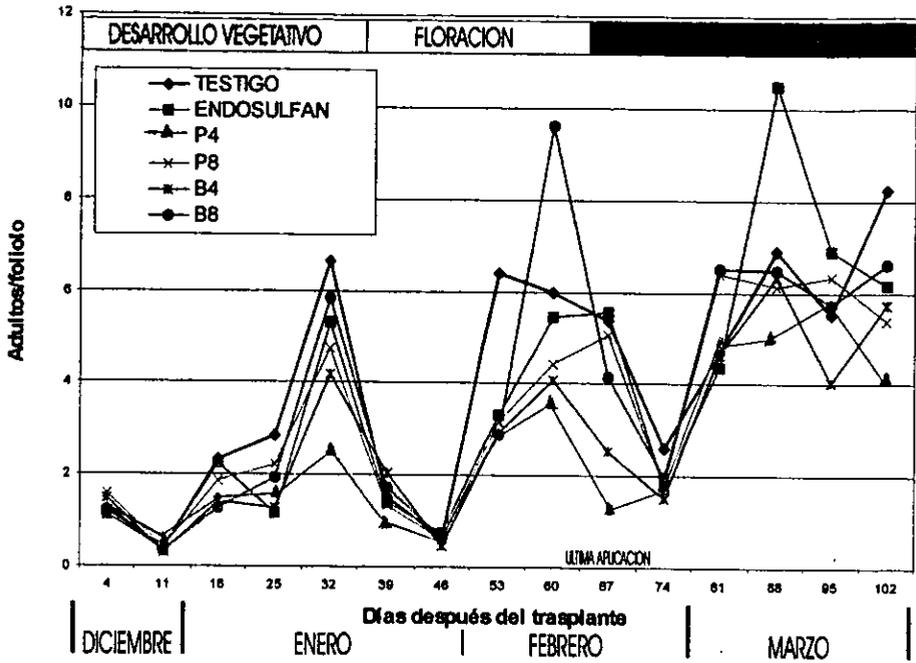


Figura 6. Número de adultos registrados por foliolo en la parcela experimental sometida a diferentes tratamientos de entomopatógenos, en el ejido de San Agustín Amatlipac, Yauatepec, Morelos.

Cuadro 5. Número promedio de adultos/foliolo registrados y su significancia, en la parcela experimental sometida a diferentes entomopatógenos.

TRATAMIENTOS	ADULTOS/FOLIOLO
P4	2.59 C*
B4	2.86 BC
P8	3.43 ABC
ENDOSULFAN	3.76 AB
B8	3.79 AB
TESTIGO	4.09 A

*Medias con diferente letra en la misma columna son estadísticamente diferentes $\alpha=0.05$.

P4 = *P. fumosoroseus* aplicado cada cuatro días.

P8 = *P. fumosoroseus* aplicado semanalmente.

B4 = *B. bassiana* aplicado cada cuatro días.

B8 = *B. bassiana* aplicado semanalmente

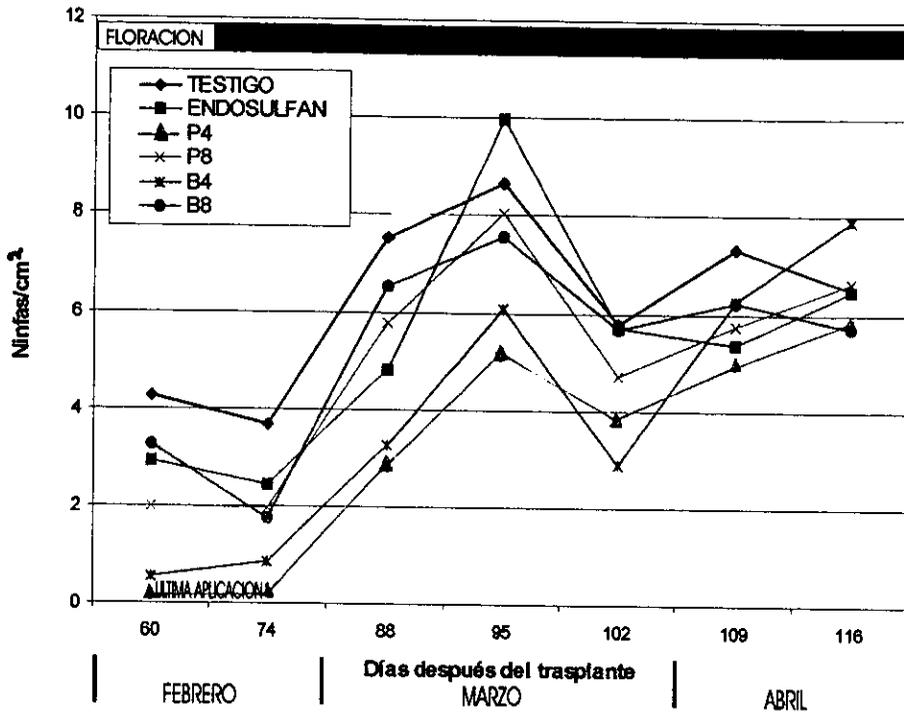


Figura 7. Número de ninfas registradas por cm^2 en la parcela experimental sometida a diferentes tratamientos de entomopatógenos, en el ejido de San Agustín Amatlipac, Yautepec, Morelos.

El análisis final indica diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos (Cuadro 6), registrándose la mayor población en el tratamiento testigo, el tratamiento a base de endosulfán ocupó la segunda posición, los tratamientos semanales de *B. bassiana* (B8) y *P. fumosoroseus* (P8) presentaron un comportamiento similar, no encontrándose diferencias estadísticas significativas entre ellos, y la menor población se registró en los tratamientos de *B. bassiana* y *P. fumosoroseus* a la frecuencia de 4 días (B4 y P4), registrándose diferencia significativa entre ellos, con un promedio de 3.9 y 3.3 ninfas por cm^2 respectivamente.

Cuadro 6. Número promedio de ninfas/cm² registrados y su significancia, en parcela experimental sometida a diferentes entomopatógenos.

TRATAMIENTOS	NINFAS/ cm ²
P4	3.31 C*
B4	3.97 BC
P8	4.98 ABC
B8	5.24 ABC
ENDOSULFAN	5.38 AB
TESTIGO	6.24 A

*Medias con diferente letra en la misma columna son estadísticamente diferentes ($\alpha=0.05$).

4.4. Comparación entre los dos manejos.

Realizando una comparación de las medias obtenidas de los registros en las trampas amarillas, de los dos manejos, podemos observar un comportamiento similar en la población de mosquita blanca de las dos parcelas (Figura 8), presentando una mayor población en el mes de marzo, a los 95 ddt. Esto coincide con lo reportado por Salazar (1998), quien menciona que en marzo se detecta una mayor incidencia de mosquita blanca en la región.

También la población de adultos/fofolio muestra un comportamiento similar en las dos parcelas, es decir, se observaron incrementos y disminuciones paralelas. El tratamiento testigo presentó la mayor población en las dos parcelas, y el tratamiento a base de endosulfán a la dosis de 562 g. de i. a./ha obtuvo el promedio más bajo de adultos en la manejada con insecticida, pero en la otra parcela ocupó el segundo lugar en el mayor nivel poblacional. Los entomopatógenos ejercieron mayor control sobre la población de mosquita, el cual estuvo determinado por la frecuencia de aplicación, pues las plantas tratadas cada cuatro días se protegieron mejor y por lo tanto presentaron los niveles poblacionales más bajos. Tamayo (1998), menciona que después de la aplicación de *B. bassiana* y *P. fumosoroseus* se reduce considerablemente la población de mosquita blanca en un cultivo de jitomate, para la zona de Tenextepango.

Los registros de ninfas en las dos parcelas, nos indican que la suspensión de la aplicación de los tratamientos permitió que se incrementara la población. Los

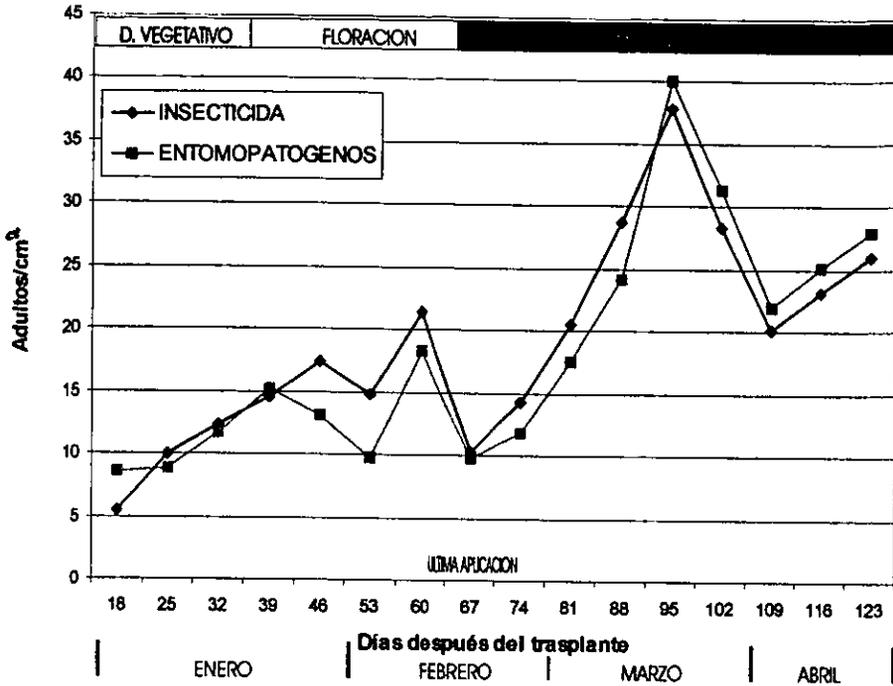


Figura 8. Comparación de los promedios de adultos capturados por cm^2 en trampas amarillas a diferentes días después del trasplante, por parcela experimental.

tratamientos testigo presentaron la mayor población, el tratamiento de insecticida a la dosis de 562 g. de i.a./ha, en la parcela manejada con insecticida presentó la población más baja, sin embargo, en la manejada con entomopatógenos ocupó el segundo lugar en mayor nivel poblacional; en esta parcela los tratamientos de hongos ejercieron un buen control sobre la población de ninfas, los tratamientos aplicados a una mayor frecuencia ejercieron un mejor control, sobresaliendo *P. fumosoroseus* por mantener la población más baja. Sin embargo, Tamayo (1998) menciona que *B. bassiana* influye de manera más significativa sobre las ninfas, ya que mantiene una menor población en comparación con *P. fumosoroseus*.

4.5. Parasitoides asociados a la mosquita blanca.

Los muestreos realizados en la zona de estudio indican la presencia de dos géneros de parasitoides asociados a la mosquita blanca.

En el cultivo de calabaza, se presentó poco parasitismo, pero se encontraron representantes parasitoides del género *Amitus* (Platigasteridae) y *Eretmocerus* (Aphelinidae). En el cultivo de frijol se observaron parasitoides del género *Eretmocerus* sobre las hojas con ninfas de mosquita blanca, pero del material colectado en varios muestreos únicamente emergieron parasitoides del género *Amitus*.

En el cultivo de jitomate se encontraron representantes de los dos géneros de parasitoides, predominando el género *Eretmocerus*, el cual parasitó a las dos especies de mosquita blanca *T. vaporariorum* y *B. tabaci*; *Amitus* solamente se encontró parasitando a *T. vaporariorum*. Investigaciones realizadas por Domínguez y Rodríguez (1991), indican la presencia de *Eretmocerus* spp. en Zacatepec, Morelos, atacando indistintamente a estas dos especies de mosquita blanca, y además incluyen al afelinido *Encarsia* spp.

4.6. Porcentaje de parasitismo.

El porcentaje de parasitismo se empezó a registrar cuatro semanas después del establecimiento y registro de ninfas, encontrándose al inicio valores bajos de parasitismo, los cuales aumentaron al incrementarse la población del hospedero.

En la parcela manejada previamente con endosulfán los valores de parasitismo registrados durante los cinco muestreos realizados, oscilaron de 7.8 a 41.6% (Figura 9). En el tratamiento testigo y donde se aplicó endosulfán a la menor dosis (187 g. de i. a./ha) se registraron los valores más bajos de parasitismo a lo largo de los muestreos, obteniendo al final un promedio de 16.8 y 20.7 % de ninfas parasitadas por cm²; los tratamientos donde se aplicó mayor cantidad de endosulfán (562 y 750 g. de i. a./ha) presentaron valores medios de parasitismo, alcanzando al final un promedio de 21 y 23.6 % de ninfas parasitadas por cm² respectivamente, y los valores más altos de parasitismo se presentaron en los tratamientos donde se aplicó una cantidad media de insecticida (281 y 375 g. de i. a./ha) con 29.3 y 29 % de ninfas parasitadas por cm².

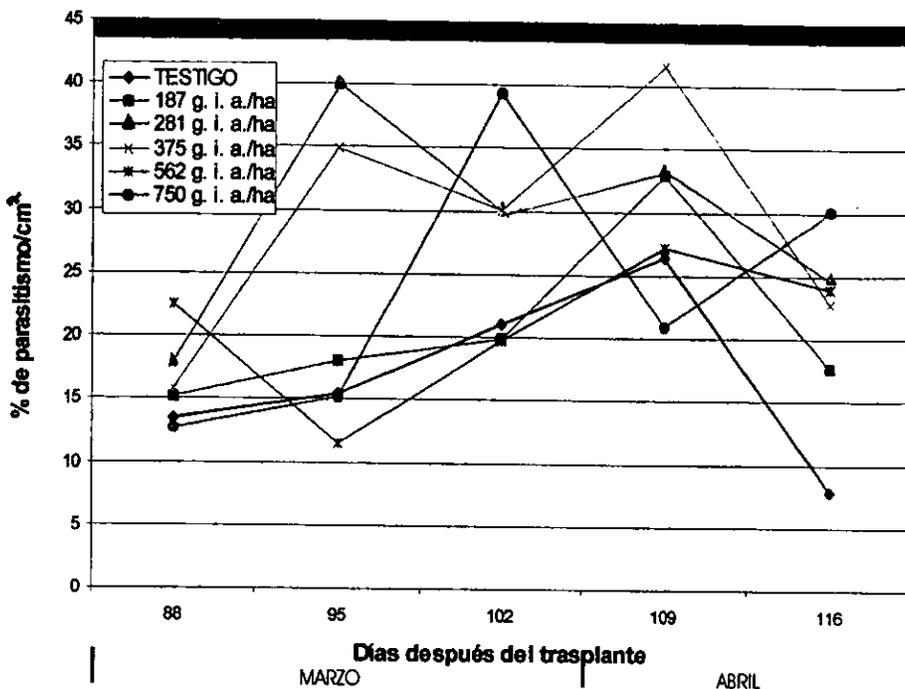


Figura 9. Porcentaje de parasitismo registrado por cm^2 en la parcela experimental sometida a diferentes tratamientos de endosulfán, en el ejido de San Agustín Amatlipac, Yautepec, Morelos.

El análisis estadístico aplicado a los valores obtenidos indica que no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos aplicados (Cuadro 7).

En los tratamientos testigo y donde se aplicó endosulfán a la dosis de 187 g. de i. a./ha se presentaron los niveles más bajos de parasitismo, y por el contrario, en estos tratamientos se presentó la mayor población de ninfas (Cuadro 8), por lo tanto, no se presenta una relación directa entre los parasitoides y la plaga, sin embargo, Arredondo (1992) menciona que los parasitoides son dependientes de la densidad de población del hospedero y actúan en relación directa, es decir, si hay crecimiento de la población plaga también hay crecimiento de la población benéfica y a la inversa. En los tratamientos donde se aplicó una dosis mayor de endosulfán (281 y 375 g. i. a./ha) se presentó un mayor porcentaje de parasitismo (Cuadro 8), sin embargo Cave (1994) y López *et al.* (1996) mencionan que los parasitoides son susceptibles a los químicos aplicados a los

cultivos, debido a su tamaño y movimiento, y por lo tanto, estos interfieren en su actividad.

Cuadro 7. Porcentaje de parasitismo final y su significancia en parcela experimental sometida a diferentes dosis de endosulfán.

TRATAMIENTOS	% DE PARASITISMO
TESTIGO	16.85 A*
187 g. i. a./ha	20.74 A
562 g. i. a./ha	21.0 A
750 g. i. a./ha	23.66 A
375 g. i. a./ha	29.09 A
281 g. i. a./ha	29.36 A

*Medias con diferente letra en la misma columna son estadísticamente diferentes ($\alpha=0.05$).

Cuadro 8. Número de ninfas y porcentaje de parasitismo a diferentes días después del trasplante, en parcela experimental sometida a diferentes dosis de endosulfán.

	88 ddt		95 ddt		102 ddt		109 ddt		116 ddt		MEDIAS	
TRATAMIENTO	Ni/cm ²	% de P.	Ninfas	% de Par.								
TESTIGO	7.95	13.46	3.8	15.44	8.22	21.0	7.62	26.48	6.25	7.89	6.76	16.85
187 g. i. a./ha	4.95	15.13	4.47	18.11	8.2	19.93	5.87	32.91	7.62	17.6	6.22	20.74
562 g. i. a./ha	2.32	22.56	2.75	11.54	4.65	19.76	5.25	27.24	5.42	23.9	4.07	21.0
750 g. i. a./ha	3.15	12.73	3.77	15.22	4.3	39.34	6.57	20.9	5.65	30.13	4.68	23.66
375 g. i. a./ha	4.2	15.88	3.32	34.98	7.9	30.15	6.62	41.64	8.85	22.78	5.14	29.09
281 g. i. a./ha	3.35	18.12	3.52	40.29	6.42	29.89	6.15	33.34	4.6	25.15	4.8	29.36

En la parcela manejada con diferente frecuencia de aplicación de entomopatógenos, se presentaron niveles de parasitismo más bajos a lo largo de los muestreos, los cuales oscilaron de 4.3 a 33.8%, por lo tanto, aun se encontraban presentes los entomopatógenos actuando en el ambiente e infectando a las ninfas, sin que estas mostraran los signos de la enfermedad, ya que estos organismos necesitan condiciones especiales de humedad y temperatura para manifestarse (Torres y Cárdenas, 1996). También se menciona que los parasitoides pueden reconocer a las ninfas enfermas de las

sanas, por lo tanto parasitan a aquellas que presentan mejores condiciones para el desarrollo de su progenie (Viggiani, 1984; Franssen y Van Lenteren, 1993; Hoddle *et al.* 1998).

Lo anterior fue confirmado al encontrar los valores más altos de parasitismo, en cuatro de los cinco muestreos (Figura 10), en el tratamiento a base de endosulfán a la dosis de 562 g. de i. a./ha con un promedio final de 22.8 % de ninfas parasitadas por cm², seguido por el tratamiento testigo con 17.2 % de ninfas parasitadas; este porcentaje esta en función de la población del hospedero, ya que en estos tratamientos se detectó el mayor promedio de ninfas a lo largo de los muestreos (Cuadro 9). Los tratamientos de *P. fumosoroseus* y *B. bassiana* aplicados semanalmente presentaron valores medios de parasitismo, obteniendo al final un promedio 14.4 y 11.1 % de ninfas parasitadas por cm², de igual manera la población de ninfas se encontró con valores medios; y los valores más bajos de parasitismo se obtuvieron en los tratamientos de *P. fumosoroseus* y *B. bassiana* aplicados con una frecuencia de cuatro días, alcanzando valores de 9.7 y 6.5 % de ninfas parasitadas por cm² respectivamente, también la población de ninfas se presentó con los valores más bajos en estos tratamientos. Al aplicar el análisis estadístico observamos que si hay diferencias significativas entre tratamientos, sobresaliendo el tratamiento de insecticida con el mayor porcentaje de parasitismo, y el tratamiento de *B. bassiana* aplicado a una mayor frecuencia (B4) el cual presentó el menor porcentaje de parasitismo (Cuadro 10).

4.7. Efecto de las prácticas de manejo en la actividad de los parasitoides.

En la parcela experimental manejada a base de endosulfán se presentaron valores mayores de parasitismo, por lo tanto, el producto aplicado no afectó en gran medida a los parasitoides, también se observó que el porcentaje de parasitismo no esta en función de la densidad poblacional del hospedero presente en cada tratamiento. En la parcela manejada con entomopatógenos se restringió la actividad de los parasitoides, por la gran persistencia que presentaron estos microorganismos, los cuales siguieron ejerciendo su función de reguladores de la población casi hasta que el cultivo llego a su fin, también se observa que los valores de parasitismo están en función de la densidad poblacional de ninfas presentes en cada uno de los tratamientos, como lo menciona Arredondo (1992).

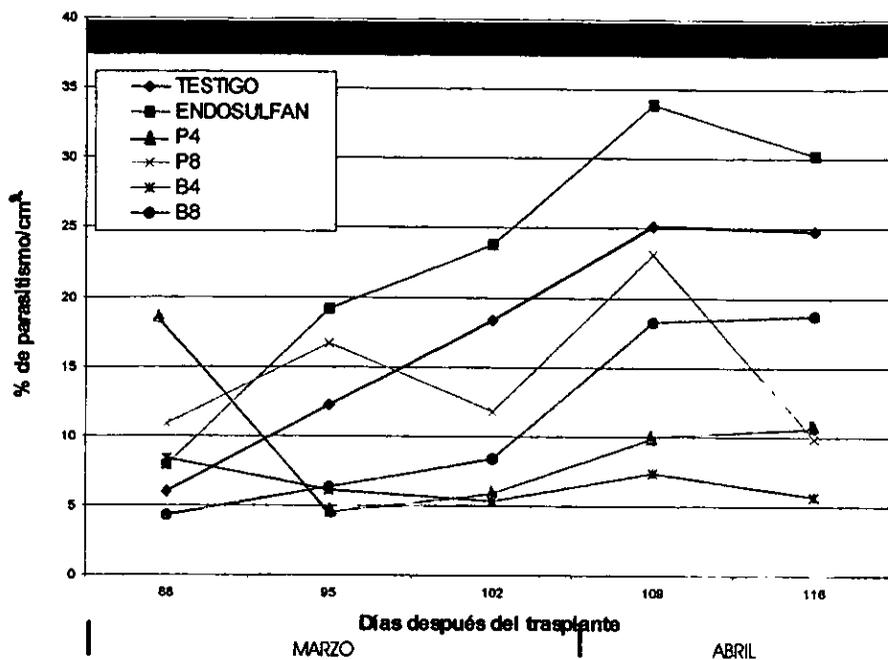


Figura 10. Porcentaje de parasitismo registrado por cm^2 en la parcela experimental sometida a diferente frecuencia de aplicación de hongos entomopatógenos, en el ejido de San Agustín Amatlipac, Yautepec, Morelos.

Cuadro 9. Número de ninfas y porcentaje de parasitismo a diferentes días después del trasplante, en la parcela experimental sometida a diferentes frecuencia de aplicación de entomopatógenos.

TRATAMIENTO	88 ddt		95 ddt		102 ddt		109 ddt		116 ddt		MEDIAS	
	Ni/cm ²	% de P.	Ninfas	% de P.								
B4	3.27	8.39	6.07	6.13	2.9	15.36	6.25	7.31	7.9	5.64	5.26	6.57
P4	2.85	17.83	5.15	4.86	3.87	5.74	4.95	9.99	5.82	10.17	4.52	9.72
B8	6.52	4.3	7.55	6.34	5.66	8.43	6.22	18.19	5.72	18.65	6.33	11.18
P8	5.77	10.86	8.04	16.63	4.7	11.74	5.75	23.16	6.65	9.88	6.18	14.46
TESTIGO	7.52	5.96	8.67	12.22	5.77	18.33	7.32	25.2	6.5	24.77	7.15	17.29
ENDOSULFAN	4.82	7.93	9.97	19.15	5.7	22.84	5.35	33.86	6.47	30.26	6.46	22.81

Cuadro 10. Porcentaje de parasitismo final y su significancia, obtenido en la parcela experimental manejada con entomopatógenos.

TRATAMIENTOS	% DE PARASITISMO
B4	6.57 B*
P4	9.72 AB
B8	11.18 AB
P8	14.46 AB
TESTIGO	17.29 AB
ENDOSULFAN	22.81 A

*Medias con diferente letra en la misma columna son estadísticamente diferentes ($\alpha=0.05$).

Los tratamientos testigo, en las dos parcelas, presentaron un comportamiento casi similar en cuanto a los niveles de parasitismo, alcanzando valores de 16.8 % de ninfas parasitadas en la parcela manejada a base de insecticida y 17.2 % en la parcela manejada con entomopatógenos; de igual manera se comportó el tratamiento a base de insecticida a la dosis de 562 g. de i. a./ha, con promedios finales de 21.0 % en parcela con insecticida y 22.8 % de ninfas parasitadas por cm² en la parcela manejada con entomopatógenos.

Se observa que la frecuencia de aplicación de los tratamientos de las dos especies de hongos influyó significativamente en los niveles de parasitismo, encontrando que a una mayor frecuencia de aplicación se presenta un menor porcentaje de parasitismo. Comparando entre las dos especies, los tratamientos de *P. fumosoroseus* presentaron un mayor parasitismo que *B. bassiana*. Por lo tanto, *B. bassiana* debido a que presenta un espectro de acción muy amplio y ataca a gran número de ordenes de insectos (Garza, 1993) pudo haber afectado de igual manera a algunos de los parasitoides, sin embargo, el USDA/ARS (1997) ha realizado estudios de compatibilidad con la fauna benéfica y sugieren que es promisorio su utilización con parasitoides del género *Eretmocerus*. En cambio, se ha determinado que *P. fumosoroseus* puede utilizarse con otras formas de control biológico, ya que no ataca a los parasitoides afelnidos que se encuentran en forma natural atacando a la mosquita blanca (Hernández y Berlanga, 1995; citado por Torres y Cárdenas, 1996).

El parasitoide principal en el cultivo fue *Eretmocerus*, pero también se presentó *Amitus*.

En la parcela experimental manejada con diferentes dosis de endosulfán se encontraron solamente 24 parasitoides del género *Amitus* a lo largo de los muestreos, por lo tanto, este parasitoide es más sensible a los residuos de insecticida, esto se confirmó al encontrar que el 54 % de estos ejemplares se presentaron en el tratamiento testigo y en el que se aplicó una cantidad menor de insecticida (187 g. i. a./ha), el 46 % restante se encontró distribuido en los otros tratamientos, excepto en el tratamiento de 562 g. de i. a./ha, en el cual no se presentó, por mantener una población más baja de ninfas.

En la parcela tratada con diferente frecuencia de aplicación de hongos entomopatógenos solamente se encontraron 12 parasitoides del género *Amitus*. El 58 % se presentó en las parcelas testigo y donde se aplicó el insecticida, el 42 % restante se encontró en los tratamientos de entomopatógenos aplicados semanalmente, en los tratamientos donde se aplicaron entomopatógenos a una mayor frecuencia no se presentó, por lo tanto, este parasitoide es menos competitivo, ya que en donde se mantuvo una población baja de ninfas no se presentó.

ESTA TESIS NO DEBE
SALIR DE LA BIBLIOTECA

5. CONCLUSIONES

En la zona de estudio se presentaron las especies de mosquita blanca *T. vaporariorum* y *B. tabaci*, encontrándose una mayor población de la primera.

Los registros de adultos y ninfas nos indican que la mayor densidad poblacional de mosquita blanca se presentó en el mes de marzo.

Los diferentes tratamientos aplicados en las dos parcelas influyeron significativamente en la población de mosquita blanca presente durante el ciclo de cultivo.

En la parcela sometida a diferentes dosis de endosulfán, el tratamiento testigo presentó el mayor nivel poblacional de adultos y ninfas, y el tratamiento más efectivo fue a la dosis de 562 g. i. a./ha, ya que presentó el menor número de adultos y ninfas.

En la parcela manejada con tratamientos de hongos entomopatógenos, el tratamiento testigo también presentó el mayor nivel poblacional de adultos y ninfas, por el contrario, el tratamiento de *P. fumosoroseus* aplicado con una frecuencia de cuatro días presentó los niveles poblacionales más bajos. Los tratamientos de endosulfán (562 g. i. a./ha) y *B. bassiana* aplicado semanalmente presentaron un efecto casi similar en la población de adultos y ninfas, observándose un efecto ligeramente mayor del insecticida sobre los adultos y de *B. bassiana* sobre las ninfas.

Se encontraron dos géneros de parasitoides atacando a la mosquita blanca. El género *Amitus*, con pocos representantes, se encontró parasitando únicamente a *T. vaporariorum*. El género *Eretmocerus*, se encontró parasitando a las dos especies de mosquita blanca.

En la parcela manejada con endosulfán, se presentaron mayores niveles de parasitismo, por lo tanto, el insecticida aplicado no afectó de manera significativa a los parasitoides, lo cual nos indica que éste tiene cierto grado de selectividad a la fauna benéfica, y por lo tanto puede integrarse dentro de estrategias de manejo.

En la parcela manejada con hongos entomopatógenos, se presentaron menores niveles de parasitismo, debido a la gran persistencia que presentaron estos microorganismos, los cuales aplicados a una mayor frecuencia ejercieron un buen control de la población plaga, por lo tanto, su uso adecuado puede proporcionar resultados satisfactorios en el control de la mosquita blanca.

6. LITERATURA CITADA

- AGUIRRE, U. L. A. 1995. Situación actual de la mosquita blanca en México. pp: 1-3. *In:* Memoria del Simposio sobre Control Biológico de Mosquita Blanca. CNRCB, Soc. Mex. de Control Biológico. ECOSUR. Chiapas, México.
- ARREDONDO, B. H. C. 1992. Control biológico de mosquitas blancas por entomofagos. pp: 85-98. *In:* Memoria del Control Biológico de Mosquita Blanca. B. C. Norte, México.
- ARREDONDO, B. H. C. 1993. Identificación de entomofagos de mosquita blanca. pp: 39-53. *In:* Memoria del II Taller sobre Control Biológico de Mosquita Blanca. SARH. Sinaloa, México.
- ARREDONDO, B. H. C. 1995. Los parasitoides en el control biológico de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) en México. pp: 4-15. SAGAR, ECOSUR, Soc. Mex. de Control biológico. Chiapas, México.
- BAILON, S. G. H. 1983. Efecto de la fecha de trasplante en la incidencia del virus del chino en jitomate *Lycopersicon esculentum* (Mill) bajo condiciones de riego (1981-1982) en Zacatepec, Morelos. Tesis Profesional. Esc. de Ciencias Biológicas. Univ. Aut. del Edo. de Morelos. Cuernavaca, Morelos, México. 67 p.
- BELLOWS, T. S., Paine, T. D., Arakawa, K. Y., Meisenbacher, C., Leddy, P., and Kabashima, J. 1990. Biological control sought for ash whitefly. *California Agriculture* 44(1):4-6.
- BINK-MOENEN, R. M. and Mound, L. A. 1990. Whiteflies: diversity, biosystematics and evolutionary patterns. pp: 1-11. *In:* Whiteflies: their Bionomics, Pest Status and Management. Gerling, D. (ed). Intercept Ltd. Great Britain.
- CABALLERO, R. 1993. Moscas blancas neotropicales (Homoptera: Aleyrodidae): hospedantes, distribución, enemigos naturales e importancia económica. pp: 10-15. *In:* Las moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en América Central y el Caribe. Hilje, L. y Arboleda, O. (eds). Memoria del Taller Centroamericano y del Caribe sobre Moscas Blancas, 1992. CATIE. Turrialba, Costa Rica.
- CARAZO, E., Martínez J. L. y Bustamante, M. 1996. Insecticidas y resistencia. pp: 84-96. *In:* Metodologías para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus. Hilje, L. (ed). CATIE. Turrialba, Costa Rica.

- CAVE D. R. 1994. ¿Es viable el control biológico de un vector de geminivirus, como *Bemisia tabaci*? 34 : 18-22. Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica).
- CAVE, D. R. 1996. Parasitoides y depredadores. pp: 69-76. In: Metodologías para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus. Hilje, L. (ed). CATIE. Turrialba, Costa Rica.
- COUTIÑO, A. M., Domínguez R. Y. y Sánchez, R. J. 1998. Evaluación del biocrack como regulador de *Trialeurodes vaporariorum* West. en calabacita en Zacatepec, Morelos, México. pp: 159-173. In: Memorias del I Simposio Internacional y IV Nacional sobre Substancias Vegetales y Minerales en el Combate de Plagas. Rodríguez, H. C. (ed). Guerrero, México.
- CUBILLO, D. e Hilje, L. 1996. Repelentes. pp: 77-83. In: Metodologías para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus. Hilje, L. (ed). CATIE. Turrialba, Costa Rica.
- DOMINGUEZ, R. Y. 1990. Comparación de la dinámica poblacional de dos géneros de mosquita blanca *Bemisia tabaci* Genn. y *Trialeurodes vaporariorum* West. (Homoptera: Aleyrodidae) en Zacatepec, Morelos. p. 144. In: Memorias del XXV Congreso Nacional de Entomología. Soc. Mex. de Entomología. Morelos, México.
- DOMINGUEZ, R. Y. y Rodríguez, S. L. 1991. Algunos aspectos del parasitismo de *Encarsia* sp. y *Eretmocerus* sp. (Hymenoptera: Aphelinidae), sobre la mosquita blanca *Trialeurodes vaporariorum* West. y *Bemisia tabaci* Genn. (Homoptera: Aleyrodidae), en jitomate, dentro del Campo Agrícola Experimental de Zacatepec, Morelos. pp: 391-392. In: Memoria del XXVI Congreso Nacional de Entomología. Veracruz, México.
- DOMINGUEZ, R. Y. 1998. Extractos e infusiones vegetales y entomopatógenos como alternativa ecológica en la regulación poblacional de mosquita blanca. pp: 119-132. In: Memorias del I Simposio Internacional y IV Nacional sobre Substancias Vegetales y Minerales en el Combate de Plagas. Hernández R. C. (ed). Guerrero, México.
- ENKEGAARD, A. 1993. *Encarsia formosa* parasitizing the Poinsettia-strain of the cotton whitefly, *Bemisia tabaci*, on Poinsettia: bionomics in relation to temperature. *Entomologia Experimentalis et Applicata*. 69:251-261.

- ENKEGAARD, A. 1994. Temperature dependent functional response of *Encarsia formosa* parasitizing the Poinsettia-strain of the cotton whitefly, *Bemisia tabaci*, on Poinsettia. *Entomologia Experimentalis et Applicata*. 73:19-29.
- FRANSEN, J. J., Winkelman, K., and Van Lenteren, J. C. 1987. The differential mortality at various life stages of the greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae), by infection with the fungus *Aschersonia aleyrodis* (Deuteromycotina: Coelomycetes). *Journal of Invertebrate Pathology*. 50:158-165.
- FRANSEN, J. J. 1990. Natural enemies of whiteflies: Fungi. pp: 187-209. *In: Whiteflies: their Bionomics, Pest Status and Management*. Gerling, D. (ed). Intercep Ltd. Great Britain.
- FRANSEN, J. J. & Van Lenteren, J. C. 1993. Host selection and survival of the parasitoid *Encarsia formosa* on greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum*, in the presence of hosts infected with the fungus *Aschersonia aleyrodis*. *Entomol. exp. appl.* 69: 239-249.
- GARZA, E. 1993. Enemigos naturales de acción microbial de mosquita blanca. pp:54-66. *In: Memorias del II Taller sobre Control Biológico de Mosquita Blanca*. Sinaloa, México.
- GERLING, D. 1990. Natural enemies of whiteflies: predators and parasitoids. pp: 147-185. *In: Whiteflies: their Bionomics, Pest Status and Management*. Gerling, D. (ed). Intercep Ltd. Great Britain.
- GERLING, D. 1992. Approaches to the biological control of whiteflies. *Florida Entomologist* 75(4):446-456.
- GERLING, D. 1996. Status of *Bemisia tabaci* in the Mediterranean countries: opportunities for biological control. *Biological Control* 6:11-22.
- GORDON, H. R. y Barden, A. J. 1992. *Horticultura*. McGraw-Hill, Inc. México. p: 727.
- GUTIERREZ, J., Grueninger, K., y Martinez, J. 1996. Naturalis-L, insecticida biológico a base de *Beauveria bassiana*. pp: 44-45. *In: Memoria del Simposium de Control Biológico de Mosquita Blanca*. Sinaloa, México.
- HEADRICK, D. H., Bellows Jr, T. S., and Perring, T. M. 1995. Behaviors of female *Eretmocerus sp. nr. californicus* (Hymenoptera: Aphelinidae) attacking *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) on sweetpotato. *Environmental Entomology*. 24(2):412-422.

- HEADRICK, D. H., Bellows Jr, T. B., and Perring, T. M. 1996. Behaviors of female *Eretmocerus sp. nr. californicus* (Hymenoptera: Aphelinidae) attacking *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) on cotton, *Gossypium hirsutum*, (Malvaceae) and melon, *Cucumis melo* (Cucurbitaceae). *Biological Control*. 6:64-75.
- HERNANDEZ, R. F. 1972. Estudios sobre la mosquita blanca, *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) en el estado de Morelos. *Agricultura Técnica en México* III(5):165-172.
- HILJE, L. y Cubillo, D. 1996. Prácticas agrícolas. pp: 51-59. *In: Metodologías para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus*. Hilje, L. (ed). CATIE. Turrialba, Costa Rica.
- HODDLE, M. S., Van Driesche, R. G. y Sanderson, J. P. 1998. Biology and use of the whitefly parasitoid *Encarsia formosa*. *Annu. Rev. Entomol.* 43: 645-669.
- HUERTA, R. B. 1992. Control de malezas en hortalizas. pp: 255-270. *In: Manejo fitosanitario de las hortalizas en México*. Anaya, R. S., Bautista, M. N., y Domínguez, R. B. (eds). Centro de Entomología y Acarología del Colegio de Postgraduados. SARH. Chapingo, México.
- INEGI. 1981. Síntesis Geográfica de Morelos.
- KIRK, A. A., Lacey, L. A., Roditakis, N. & Brown, J. K. 1993. The status of *Bemisia tabaci* (Hom.: Aleyrodidae), *Trialeurodes vaporariorum* (Hom.: Aleyrodidae) and their natural enemies in Crete. *Entomophaga* 38(3):405-410.
- LOPEZ, B. E. C., López, M. M. C., Flores, B. S., Badii, Z. M. H. y Tejada, M. L. 1996. Efecto de cuatro métodos de control sobre la fluctuación de población de la mosquita blanca *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring (Homoptera: Aleyrodidae) en sandía. pp: 19-28. *In: Memoria del Simposium de Control biológico de Mosquita Blanca*. Sinaloa, México.
- LOYOLA, L. J. C. 1995. Identificación de parasitoides de moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae). pp: 16-21. *In: Memoria del Simposio sobre Control Biológico de Mosquita Blanca*. Chiapas, México.
- MARTINEZ, C. J. L. 1996. Manejo integrado de la mosquita blanca de la hoja plateada (*Bemisia argentifolii* Bellows & Perring) en el noroeste de México. pp: 57-61. *In: Memoria del Simposium de Control Biológico de la Mosquita Blanca*. Sinaloa, México.

- MENDOZA, Z. C. 1996. Enfermedades fungosas de hortalizas. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. pp: 1-3.
- MONTEALEGRE, L. A. L. 1996. Situación actual de la mosquita blanca en México. pp: 1-3. *In: Memoria del Simposium de Control Biológico de Mosquita Blanca*. Sinaloa, México.
- MOUND, L. A. and Halsey, S. H. 1978. Whitefly of the World. A systematic catalogue of the Aleyrodidae (Homoptera) with host plant and natural enemy data. British Museum (Natural History), London.
- ONILLON, J. C. 1990. The use of natural enemies for the biological control of whiteflies. pp: 278-313. *In: Whiteflies: their Bionomics, Pest Status and Management*. Gerling, D, (ed). Intercept Ltd: Great Britain.
- ORTEGA, A. L. D. 1992. Mosquitas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) vectores de virus en hortalizas. pp: 20-40. *In: Manejo fitosanitario de las hortalizas en México*. Anaya, R. S., Bautista, M. N., y Domínguez, R. B. (eds). Centro de Entomología y Acarología , C. P. Chapingo, México.
- ORTEGA, A. L. D. 1996. Resistencia a insecticidas en adultos de mosquita blanca *Trialuerodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) procedentes de Tepoztlan, Morelos. Tesis de Doctor en Ciencias. Colegio de Postgraduados, Montecillo, Edo. de México. 85p.
- ORTEGA, A. L. D., Lagunes, T. A., Rodríguez, M. J. C., Rodríguez, H. C., Alatorre, R. R., y Barcenas, O. N. 1996. Estado actual de la resistencia a insecticidas de la mosquita blanca *Trialuerodes vaporariorum* (West) en Tepoztlan, Morelos. p. 217. *In: VI Congreso Internacional de Manejo Integrado de plagas y V Taller Latinoamericano sobre Moscas Blancas y Geminivirus*. Acapulco, México.
- OSBORNE, L. S. and Landa, Z. 1992. Biological control de whiteflies with entomopathogenic fungi. *Florida Entomologist* 75(4):456-471.
- PARRELA, M. P., Paine, T. D., and Bethke, J. A. 1991. Evaluation of *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) for biological control of sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) on Poinsettia. *Environmental Entomology* 20(2):713-719.

- PAVON, G. J. F. 1998. Efectividad biológica y susceptibilidad a insecticidas como base del manejo integrado de la mosquita blanca, *Trialeurodes vaporariorum* West. en Tlayacapan, Morelos. Tesis de Maestría en Ciencias. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 52 p.
- PENAGOS, I. y Williams, t. 1995. Factores clave en la biología de hiperparasitoides heteronomos (Hym.: Aphelinidae): agentes para el control biológico de mosquita blanca y escamas. *Acta Zoologica Mexicana* (n. s) 66:31-57.
- PICKETT, C. H., Ball, J. C., Casanave, K. C., Klonsky, K. M., Jetter, K. M., Bezark, L. G., and Schoenia, S. E. 1996. Establishment of the ash whitefly parasitoid *Encarsia inaron* (Walker) and its economic benefit to ornamental street trees in California. *Biological Control* 6:260-272.
- PINEDA, G. S., y Alatorre, R. R. 1996. Ensayo preliminar en campo de *Paecilomyces fumosoroseus* sobre la mosquita blanca, *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood). p. 205. *In: VI Congreso Internacional de Manejo Integrado de Plagas y V Taller Latinoamericano sobre Moscas Blancas y Geminivirus. Acapulco, México.*
- RAMOS, L. M. A. 1998. Fase experimental del biopreparado "Viomar" como alternativa orgánica para controlar mosquita blanca. pp: 145-157. *In: Memorias del I Simposio Internacional y IV Nacional sobre Substancias Vegetales y Minerales en el Combate de Plagas. Hernández, R. C. (ed). Guerrero, México.*
- RESENDIZ, R. M. E. 1993. A new predator on the whitefly. *Southwestern Entomologist Scientific Note* 18(2):147-148.
- RILEY, D. G. and Sparks Jr, A. N. 1994. Managing the sweetpotato whitefly in the Lower Rio Grande Valley of Texas. Texas Agricultural Extension Service. The Texas A. & M. University System, Colleague Station, Texas. pp: 1-12.
- RODRIGUEZ, B. L. A. 1993. Aspectos generales del control biológico. *In: Memoria del II Taller sobre Control Biológico de Mosquita Blanca. Sinaloa. México. pp: 1-3.*
- ROMERO, A. 1995. Aspectos básicos de la mosquita blanca. *In: Desafíos fitosanitarios: Mosquita blanca. FITOFILO. SAGAR. México. 88:11-23.*
- SALAZAR, P. A. 1998. Incidencia de la mosquita blanca en las principales regiones hortícolas del estado de Morelos. pp: 393-394. *In: Memorias del XXXIV Congreso Nacional de Entomología. Aguascalientes, México.*

- SALGUERO, V. 1993. Perspectivas para el manejo del complejo mosca blanca-virosis. pp: 84-96. *In: Las moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en América Central y el Caribe.* Hilje, L. y Arboleda, O. (eds). Memoria del Taller Centroamericano y del Caribe sobre Moscas Blancas, 1992. CATIE. Turrialba, costa Rica.
- SANCHEZ, C. F. y Carapia, R. V. E. 1992. Control físico de *Bemisia tabaci* en el cultivo de jitomate de Morelos. pp: 399-400. *In: Memorias del XXVII Congreso Nacional de Entomología.* Soc. Mex. de Entomología. San Luis Potosí, México.
- SERRANO, C. L., Sermeño, C. J. M., y Larios, F. J. 1993. Las moscas blancas en el Salvador. pp: 42-49. *In: Las moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en América Central y el Caribe.* Hilje, L. y Arboleda, O. (eds). Memoria del Taller Centroamericano y del Caribe sobre Moscas Blancas, 1992. CATIE. Turrialba, Costa Rica.
- SHANNON, J. P. 1996. Hongos entomopatógenos. pp: 60-68. *In: Metodologías para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus.* Hilje, L. (ed). CATIE. Turrialba, Costa Rica.
- SIMMONS, G. S. and Minkenberg, O. 1994. Field-Cage Evaluation of augmentative biological control of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: aleyrodidae) in Southern California cotton with the parasitoid *Eretmocerus nr. californicus* (Hymenoptera: Aphelinidae). *Environmental entomology.* 23(6):1552-1557.
- USDA-ARS. 1997. The Whitefly plan-5 year update. *Agricultural Research.* pp: 4-12.
- TAMAYO, M. F. 1998. Efectividad de *Beauveria bassiana* y *Paecilomyces fumosoroseus* contra moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en Tenextepango, Morelos. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Edo. de México. 87 p.
- TORRES, S. E. y Cardenas, C. H. 1996. *Paecilomyces fomosozeus* (WIZE) Brown & Smith en el control microbiano de la mosca blanca *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring (Homoptera: Aleyrodidae). pp: 40-43. *In: Memoria del Simposium de Control Biológico de Mosca Blanca.* Sinaloa, México.
- VIGGIANI, G. 1984. Bionomics of the Aphelinidae. *Ann. Rev. Entomol.* 29: 257-276.
- VAN LENTEREN, J. C. and Noldus, P. J. J. 1990. Whitefly-Plant relationship: beavioural and ecological aspects. pp: 47-89. *In. Whiteflies: their Bionomics, Pest Status and Management.* Gerling, D. (ed). Intercept Ltd. Great Britain.

- VAN LENTEREN, J. C., Van Roermund, H. J. W., y Sütterlin, S. 1996. Biological control of greenhouse Whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*) with the parasitoid *Encarsia formosa*: how does it work? *Biological Control*. 6:1-10.
- WILLIAMS, T. 1995. The biology of *Encarsia tricolor*: An autoparasitoid of whitefly. *Biological Control*. 5:209-217.
- WRAIGHT, S. P., and Bradley, c. A. 1996. Use de Mycotrol (*Beauveria bassiana*) for biological control of Bemisia whiteflies in field crops. pp: 29-33. *In: Memoria del Simposium de Control Biológico de Mosquita Blanca. Sinaloa, México.*